



Esta obra está bajo una [Licencia  
Creative Commons Atribución-  
NoComercial-CompartirIgual 2.5 Perú](http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/).

Vea una copia de esta licencia en  
<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/2.5/pe/>

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO  
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS  
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE AGROSILVO PASTORIL  
ESCUELA ACADÉMICO-PROFESIONAL DE AGRONOMÍA**



**TESIS**

**DOSIS DE ACIDO INDOLBUTIRICO EN DOS TIPOS DE  
SUSTRATO PARA LA PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE  
ESTAQUILLAS DE CANELA (*Cinnamomun sp.*) EN  
CAMARAS DE SUB IRRIGACIÓN EN LA  
REGIÓN SAN MARTÍN - PERÚ**

**PARA OPTAR EL TITULO PROFESIONAL DE  
INGENIERO AGRONOMO**

**PRESENTADO POR EL BACHILLER  
LUIS ENRIQUE RUEDA SANDOVAL**

**TARAPOTO – PERÚ  
2013**

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN MARTÍN-TARAPOTO  
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS  
DEPARTAMENTO ACADÉMICO AGROSILVO PASTORIL  
ESCUELA ACADÉMICO-PROFESIONAL DE AGRONOMÍA**

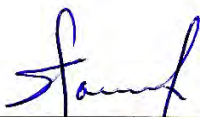
**ÁREA DE SUELOS Y CULTIVOS**

**TESIS**

**DOSIS DE ACIDO INDOLBUTIRICO EN DOS TIPOS DE  
SUSTRATO PARA LA PROPAGACION VEGETATIVA DE  
ESTAQUILLAS DE CANELA (*Cinnamomun sp.*) EN  
CÁMARAS DE SUB IRRIGACIÓN EN LA  
REGIÓN SAN MARTÍN - PERÚ**

**PARA OPTAR EL TITULO PROFESIONAL DE  
INGENIERO AGRÓNOMO**


**PRESENTADO POR EL BACHILLER  
LUIS ENRIQUE RUEDA SANDOVAL**



**Ing. M.Sc. Jorge Sánchez Ríos  
Presidente**



**Ing. M. Sc. Luis Alberto Leveau Guerra  
Secretario**



**Ing. María Emilia Ruiz Sánchez  
Miembro**



**Ing. Segundo Dario Maldonado Vásquez  
Asesor**

## ÍNDICE

	Pág.
<b>I. INTRODUCCIÓN</b>	<b>1</b>
<b>II. OBJETIVOS</b>	<b>3</b>
<b>III. REVISIÓN BIBLIOGRAFICA</b>	<b>4</b>
3.1 Generalidades sobre la especie en estudio	4
3.2 Taxonomía	4
3.3 Descripción botánica	4
3.4 Clima y suelos	5
3.5 Zonas de cultivo y épocas de siembra	5
3.6 Cultivo variedades	5
3.7 Propagación	6
3.8 Preparación del suelo	7
3.9 Siembra	7
3.10 Manejo de la plantación	8
3.10.1 Fertilización	8
3.10.2 Combate de malezas	8
3.11 Plagas y enfermedades de la canela	8
3.11.1 Insectos dañinos y su combate	8
3.11.1.1 Barrenador del tronco y ramas <i>Oxytenopterus sp.</i>	8
3.11.2 Enfermedades y su combate	9
3.11.2.1 Fitoptora <i>Phytophthora cinnamoni</i>	9
3.11.2.2 Enfermedad rosada <i>Corticium salmonicolor</i>	9
3.12 Cosecha	9
3.13 De la propagación vegetativa	11
3.14 Bases fisiológicas de la iniciación de raíces adventicias	15

3.15 Fotosíntesis de las hojas sobre el enraizamiento	16
3.16 Fotosíntesis de las estacas	16
3.17 Investigaciones realizadas con Ácido Indolbutírico	18

#### **IV. MATERIALES Y MÉTODOS** **22**

4.1 Materiales	22
4.1.1 Materiales de campo, laboratorio y oficina	22
4.1.2 Ubicación del campo experimental	23
4.1.3 Condiciones climáticas	23
4.1.4 Cámara de enraizamiento	24
4.1.5 Características del área de propagación	24
4.2 Métodos	24
4.2.1 Porcentaje de enraizamiento	24
4.2.2 Número de raíces	25
4.2.3 Longitud de raíz mayor	25
4.2.4 Porcentaje de brotación	25
4.2.5 Porcentaje de callosidad	25
4.2.6 Porcentaje de defoliación	25
4.2.7 Porcentaje de pudrición	26
4.3 Componentes en estudio	26
4.3.1 Material vegetativo	26
4.3.2 Factores y niveles en estudio	26
4.4 Diseño experimental	26
4.5 Procedimiento experimental	27
4.5.1 Construcción e implementación de la infraestructura	27

4.5.2	Construcción e implementación del propagador	27
4.5.3	Cosecha y acondicionamiento del material vegetativo	28
4.5.4	Traslado y almacenamiento del material vegetativo	28
4.5.5	Preparación y establecimiento de las estacas	28
4.5.6	Instalación de equipos de mediciones ambientales	28
4.5.7	Manejo del propagador de subirrigación	29
<b>V.</b>	<b>RESULTADOS</b>	<b>30</b>
<b>VI.</b>	<b>DISCUSIÓN DE RESULTADOS</b>	<b>40</b>
6.1	Del porcentaje de enraizamiento	40
6.2	Del número de raíces	42
6.3	De la longitud de la raíz principal	45
6.4	Del porcentaje de mortandad	47
6.5	Del porcentaje de callosidad	49
<b>VII.</b>	<b>CONCLUSIONES</b>	<b>52</b>
<b>VIII.</b>	<b>RECOMENDACIONES</b>	<b>53</b>
<b>IX.</b>	<b>REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS</b>	<b>54</b>
	<b>RESUMEN</b>	
	<b>SUMMARY</b>	
	<b>ANEXOS</b>	



## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1:	Datos climáticos	23
Cuadro 2:	Condiciones microclimáticas dentro de la cámara de subirrigación	24
Cuadro 3:	Análisis de varianza para el porcentaje de enraizamiento	30
Cuadro 4:	Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor A: Tipo de sustrato y respecto al porcentaje de enraizamiento	30
Cuadro 5:	Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor B: Dosis de aplicación de hormona y respecto al porcentaje de enraizamiento	30
Cuadro 6:	Análisis de varianza para el número de raíces	31
Cuadro 7:	Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor A: Tipo de sustrato y respecto al número de raíces	32
Cuadro 8:	Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor B: Dosis de aplicación de hormona y respecto al número de raíces	32
Cuadro 9:	Análisis de varianza para la longitud de la raíz principal (cm)	33
Cuadro 10:	Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor A: Tipo de sustrato y respecto a la longitud de la raíz principal (cm)	34
Cuadro 11:	Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor B: Dosis de aplicación de hormona y respecto a la longitud de la raíz principal (cm)	34
Cuadro 12:	Análisis de varianza para el porcentaje de mortandad	35
Cuadro 13:	Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor A: Tipo de sustrato y respecto al porcentaje de mortandad	36
Cuadro 14:	Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor B: Dosis de aplicación de hormona y respecto al porcentaje de mortandad	36

Cuadro 15:	Análisis de varianza para el porcentaje de callosidad	37
Cuadro 16:	Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor A: Tipo de sustrato y respecto al porcentaje de callosidad	37
Cuadro 17:	Prueba de Duncan al 5% para los promedios del Factor B: Dosis de hormona y respecto al porcentaje de callosidad	38





## ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1:	Efecto de la interacción del factor B (Dosis de hormona) dentro de los promedios de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) respecto al porcentaje de enraizamiento	31
Gráfico 2:	Efecto de la interacción del factor B (Dosis de hormona) dentro de los promedios de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) respecto al número de raíces	32
Gráfico 3:	Efecto de la interacción de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) dentro de los promedios de los niveles del factor B (Dosis de hormona) respecto al número de raíces	33
Gráfico 4:	Efecto de la interacción del factor B (Dosis de hormona) dentro de los promedios de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) respecto a la longitud de la raíz principal	34
Gráfico 5:	Efecto de la interacción de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) dentro de los promedios de los niveles del factor B (Dosis de hormona) respecto a la longitud de la raíz principal	35
Gráfico 6:	Efecto de la interacción del factor B (Dosis de hormona) dentro de los promedios de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) respecto al porcentaje de mortandad	36
Gráfico 7:	Efecto de la interacción de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) Dentro de los promedios de los niveles del factor B (Dosis de hormona) respecto al porcentaje de mortandad	37
Gráfico 8:	Efecto de la interacción del factor B (Dosis de hormona)	

dentro de los promedios de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) respecto al porcentaje de callosidad 38

Gráfico 9: Efecto de la interacción de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) dentro de los promedios de los niveles del factor B (Dosis de hormona) respecto al porcentaje de callosidad 39



## I. INTRODUCCIÓN

La canela (*Cinnamomun sp.*) es una especie de alto valor comercial y poco estudiada en el Perú, se encuentran muy pocas plantas en campo; es por eso que el buscar una propagación botánica de esta especie se hace muy difícil pues en las plantas encontradas en la región San Martín y Loreto, no hay presencia de flor y semilla es por lo que recurrimos a la propagación vegetativa por estaquillas que es una alternativa prometedora para conservar la diversidad genética de las especies forestales y aumentar la ganancia genética en períodos muy cortos, pues esto evitaría la fuerte dependencia por semillas botánicas de procedencia desconocida y daría mayor certeza sobre el futuro productivo de las plantaciones madre de canela.

Esto incrementaría las posibilidades de una oferta importante y sostenible de semilla vegetativa durante todo el año, ampliando el horizonte de la domesticación de esta especie, creando nuevas tecnologías para la propagación. La técnica es económica y fácil de adoptar, porque involucra el uso de materiales disponibles localmente y en un futuro podría obtenerse grandes escalas de producción. Dado que (*Cinnamomun sp.*) canela es una especie forestal promisorio para la Amazonía peruana por sus usos diversos como: aprovechamiento de su aroma en pastelería, para aromatizar carnes, ya que la canela contiene un aceite esencial rico en fenol que inhibe las bacterias responsables de la putrefacción de la carne.

En la cocina se emplea fundamentalmente en postres (arroz con leche, natillas, mazamorras, bebidas etc.), acompañando a frutas en los rellenos de carnes y aves. Sirve de puente entre los sabores agrio (ácido) y dulce, sirve como complemento de las bebidas como el chocolate, el café, chicha morada. También se utiliza para

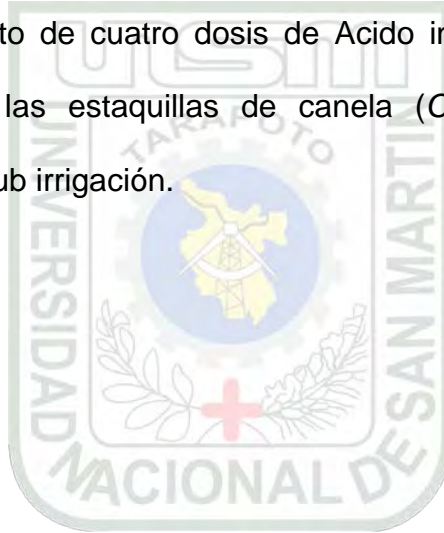
aromatizar licores, en jabones, dentífricos, se emplea a menudo para hacer almohadillas perfumadas y flores olorosas, hoy en día se emplea también dentro de las fórmulas de los refrescos de cola.

En el presente trabajo de investigación se realizó la propagación vegetativa de estaquillas de canela (*Cinnamomun sp.*) en cámaras de sub irrigación con la finalidad de buscar un protocolo para propagación que servirán para futuros estudios de esta especie.



## II. OBJETIVOS

- 2.1 Determinar el efecto de dos tipos de sustratos para el enraizamiento de canela (*Cinnamomun sp*) en cámara de sub irrigación.
- 2.2 Determinar el efecto de cuatro dosis de Acido indol butírico (AIB) sobre el enraizamiento de las estaquillas de canela (*Cinnamomun sp*) utilizando propagadores de sub irrigación.



### III. REVISIÓN DE LITERATURA

#### 3.1. Generalidades sobre la especie en estudio

Según la Dirección General de Investigación y Extensión Agrícola. Ministerio de Agricultura y Ganadería (1991), la Canela que se utiliza como especia es la corteza desecada del árbol *Cinnamomun zeylanicum*. Esta especie es nativa de Ceilán. Existe otra especie *Cinnamomun cassia*, originaria de China con características de corteza semejante a la anterior pero es más corriente, recia y con menos fragancia.

#### 3.2. Taxonomía

Reino : *Plantae*.

División : *magnoliophyta*.

Clase : *magnoliopsida*.

Orden : *laurale*.

Familia : *lauraceae*.

Género : *cinnamomum*.

Especie : *cinnamomum sp.*

#### 3.3. Descripción botánica

El árbol de la canela es un pequeño árbol o arbusto perennifolio con corteza papirácea. Puede alcanzar 10 m de altura en su estado silvestre, pero se poda en árboles más pequeños y densos para facilitar su cultivo. La hoja es



perenne, casi opuestas, con 3 venas prominentes, simples, coriáceas, largas y aromáticas. Las flores en panículas, hermafroditas, muy inconspicuas.

### **3.4. Clima y suelos**

Esta planta requiere un clima caliente y húmedo, con temperatura media anual entre 24 y 30 °C y una precipitación entre 2.000 y 4.0000 mm anuales bien distribuidos durante todo el año, condiciones que se encuentran en altitudes entre 0 y 600 msnm. Las mejores plantaciones crecen en suelos aluvionales, de textura arenosa arcilloso y arcilloso-arenoso, profundos con alto contenido de materia orgánica y excelente drenaje. Los suelos arcillosos limitan el crecimiento de la planta y producen una corteza de baja calidad.

### **3.5. Zonas de cultivo y épocas de siembra**

Es originaria de Ceilán (Sri Lanka).

Además de Sri Lanka, también se cultiva en Brasil, Birmania, India, Indonesia, indias occidentales e islas del océano Pacífico. El mayor productor sigue siendo Sri Lanka seguido de las islas Seychelles. Se cultiva en países cálidos cuyos inviernos no sean fríos. La plantación puede establecerse en cualquier momento siempre que el suelo esté bien húmedo y haya buena disponibilidad de agua.

### **3.6. Cultivo variedades**

En Costa Rica no se han importado variedades de este cultivo. Lo que existen son árboles de procedencia desconocida, de muy buena producción. La

Estación Experimental Los Diamantes tiene aproximadamente treinta árboles y de los mejores se está produciendo semilla y arbolitos para la venta.

### 3.7 Propagación

La propagación de canela puede realizarse por partes de la planta, como las estacas, o por semilla. La reproducción por semilla es la más usada y la más sencilla.

La semilla debe proceder de **árboles sanos y vigorosos y en su completa madurez y de frutos color violáceo**. Para extraer la semilla, el fruto se fermenta para eliminarle la pulpa y la semilla se lava y se pone a secar a la sombra.

El semillero puede hacerse directamente en el suelo o en bolsas plásticas, en lugares sombreados y en suelos con textura franca o arenosa. Si se establece directamente en el suelo, se hacen eras de 1,20 m de ancho cuyo suelo debe tener una buena preparación. La semilla se distribuye en líneas separadas 10 o 15 cm entre semilla y se cubre con una capa delgada de suelo cuyo suelo debe tener una buena preparación. La semilla se distribuye en líneas separadas 10 o 15 cm entre semilla y se cubre con una capa delgada de suelo.

La germinación ocurre entre dos y tres semanas después de la siembra y un mes después de su germinación las plántulas se trasplantan a bolsas de polietileno negro. A las plantitas de canela debe suministrárseles **sombra**, ya

sea por medio de sarán o bajo la sombra de una plantación establecida y **riego suficiente**. La etapa en el vivero dura aproximadamente diez o doce meses, período en el que la plantita alcanza aproximadamente 30 cm de alto y puede ser trasplantada al terreno definitivo.

### 3.8. Preparación del suelo

Inicialmente debe realizarse la limpieza del terreno ya sea con chaleo o con herbicidas. Luego se hacen huecos de siembra de 30 cm de largo, ancho y profundidad en cuyo fondo se coloca materia orgánica.

### 3.9. Siembra

Se mencionan distancias entre árboles desde 4 x 4 m, 3 x 3 m, 3,8 x 2,5 hasta 3 x 2,5 m. Para el manejo comercial, se puede considerar una distancia de 2,5 m entre hileras y 2 m entre plantas.

Es necesario proporcionar **sombra** a la plantación de canela, para contribuir al aumento de la producción y calidad de la corteza. Se recomienda el uso de árboles de la familia leguminosa, entre ellos leucaena o guaba (*Leucaena sp.* e *Inga sp.*) a una distancia de 15 a 20 m unos de otros.

Al trasplantar, se debe tener bastante cuidado que el cuello de la raíz se sitúe a la misma altura que tenía en el semillero. Después del trasplante, las plantitas requieren **sombra**, ya que el sol causa quemaduras en las hojas jóvenes; se recomienda poner una pequeña cobertura con hojas de palmera o banano, a una altura conveniente y sustituirla cuando sea necesario.

Durante el período de crecimiento, puede sembrarse maíz, frijol de palo u otro cultivo en asociación, con el propósito de proporcionar sombra, contribuir con el combate de malezas y disminuir los costos de producción.

### **3.10. Manejo de la plantación**

#### **3.10.1. Fertilización**

En Costa Rica, no se tienen resultados de investigación sobre fertilización en este cultivo. Se recomienda enriquecer el suelo con materia orgánica, para favorecer la extensión de las raíces.

#### **3.10.2. Combate de malezas**

Se recomienda realizar entre tres y cuatro deshierbas durante el primer año y solamente dos o tres en años posteriores.

### **3.11. Plagas y enfermedades de la canela**

#### **3.11.1. Insectos dañinos y su combate**

##### **a. Barrenador del tronco y ramas *Oxytenopterus sp.* (Coleoptera: Curculionidae)**

La larva de este gorgojo perfora las ramas y puede producir la muerte de ellas. Lo más recomendable es podar las ramas afectadas y sellar los cortes con una mezcla de fungicida e insecticida. Las ramas afectadas deben quemarse o enterrarse.

### 3.11.2. Enfermedades y su combate

La canela sufre pocas enfermedades serias.

#### a. Fitoptora *Phytophthora cinnamoni*

Ataca el tronco y las ramas de los árboles jóvenes **cuando el suelo tiene mal drenaje.**

El combate se inicia con la siembra en terrenos cuyo suelo tiene excelente drenaje. Si el suelo tiene alta retención de humedad, se debe proveer de drenaje artificial.

#### b. Enfermedad rosada *Corticium salmonicolor*

Ataca las ramas jóvenes y produce su muerte. Su incidencia puede disminuir con el aumento de la ventilación en la plantación y el mejoramiento del drenaje del suelo. No se han evaluado fungicidas para el combate de estas enfermedades.

### 3.12. Cosecha

La primera cosecha se hace a los tres o cuatro años y luego cada dos años, dos veces al año, entre los meses de mayo y junio y en octubre, cuando las ramas tiene más de 3 cm de diámetro y sus color ha cambiado a un color violáceo o verde oscuro, ya que en esta etapa se puede separar fácilmente la corteza de la madera.

Las ramas que se cosechan son aquellas que han alcanzado una altura entre 2,5 y 3 m y más de 3 cm de diámetro y se cortan a 5 cm del tronco principal, el cual seguirá produciendo los nuevos brotes para las próximas cosechas.

Una vez cortada las ramas, se les eliminan las hojas y se llevan al lugar de beneficiado donde se extrae la corteza.

La **calidad de la corteza** depende de su posición en la rama. La parte media produce canelas de primera calidad, la del extremo superior de segunda y la de la base provee la canela de tercera calidad.

Para quitar la corteza de las ramas, se hacen dos cortes a lo largo de ellas y la corteza se despeja con la ayuda de una herramienta filosa. Las cortezas se ponen una sobre otra de manera que la parte exterior de una quede en contacto con la parte inferior de la otra y se dejan así por un día o más para que ocurra la **fermentación**, la que facilita después el desprendimiento de la cutícula con la pulpa verdosa mediante una navaja curva que da un **sabor amargo** a la canela.

Luego se colocan unas dentro de otras, al secarse se contraen y forman canutillos que después se amarran en grupos. Al día siguiente se cuelgan en un cobertizo y al segundo se exponen al sol en tendedores de fibra o palma soportados en marcos de madera o palma soportados en marcos de madera.



### 3.13 De la propagación vegetativa

La importancia de la reproducción asexual radica en la posibilidad de propagar, a escala operativa, material genético de alto valor, asegurando rápidas ganancias genéticas debido a la selección y reproducción de genotipos individuales. Además, captura los componentes aditivos y no aditivos de la varianza genética, lo que permite producir masas uniformes y productivas. Sin embargo, entre las plantas de un clon puede ocurrir variabilidad y cambios conducentes a la deterioración. La propagación vegetativa a través de estacas de tallo es el medio más importante y más utilizado en el mundo, en la propagación de árboles de interés forestal y arbustos ornamentales, tanto de especies caducas como de hoja ancha y siempre verdes de hoja angosta (como las coníferas, por ejemplo). Las estacas se usan, también, extensamente en la propagación comercial en invernadero de muchos cultivos florales y su empleo es común en la propagación de diversas especies frutales (Hartmann y Kester, 1996).

Es un medio para alcanzar las mayores ganancias genéticas en el menor tiempo posible y es una alternativa muy utilizada para producir material masivamente incrementando la calidad y productividad de las plantaciones (Leakey *et al.*, 1990; Mesén, 1993). Se considera un sistema apropiado de propagación si el enraizamiento está por encima del 70% (Leakey, 1983). El uso de material juvenil para la propagación vegetativa ha demostrado ser el más eficiente en numerosos estudios realizados por el CATIE (Leakey *et al.*, 1990 y Mesén 1993). Este método de propagación es uno de los más utilizados a nivel práctico y posee una gran importancia económica.

El enraizamiento de estacas puede ser mejorado de diferentes formas; a) químicamente por la aplicación de auxinas, reguladores de crecimiento, cofactores de enraizamiento y fungicidas, b) físicamente regulando la longitud de estaca, su área foliar, el corte de la base y c) ambientalmente manipulando el contenido de humedad y la humedad relativa, la luz, la temperatura y el medio de enraizamiento (Leahey, 1983).

Según Lo (1985) y Veierskov, (1988), la formación y el desarrollo de raíces a partir de estacas puede dividirse en cuatro etapas: inducción y diferenciación de un grupo de células meristemáticas (inicio de división celular); aumento de las divisiones celulares para formar los primordios iniciales (aún no determinados); organización de estos grupos en primordios radiculares (cuando hay aproximadamente 1500 células en cada primordio inicial) y crecimiento, diferenciación y emergencia de las nuevas raíces, incluyendo la ruptura de tejidos superficiales para permitir su salida y la conexión vascular con los tejidos vasculares de la estaca.

Los tejidos de los tallos más susceptibles a formar primordios radicales son: epidermis, parénquima cortical, parénquima radial, cambium vascular y parénquima floemático (Lo, 1985).

Las raíces adventicias suelen originarse a partir de células que se dividen en la proximidad del floema de los vasos conductores, los cuales forman un callo del que se diferencian luego las raíces. Si se produce una herida en una planta herbácea, las células parenquimáticas próximas a la herida se

desdiferencian y vuelven a dividirse para formar un callo cicatricial, el cual corresponde a un conjunto de células parenquimáticas en varios estados de lignificación. En los vegetales leñosos, el callo suele proceder del cambium, aunque también de la corteza y médula. Más tarde empiezan a aparecer en algunas células del callo diferenciaciones que conducen a un nuevo tejido: se forman, por ejemplo, puntos vegetativos caulinares o radicales y se establece la unión con los elementos conductores (Lo, 1985 y Veierskov, 1988).

En la mayoría de las plantas, la formación de callo y de las raíces es independiente entre sí y cuando ocurren en forma simultánea es debido a su dependencia de condiciones internas y ambientales similares (Hartmann y Kester, 1996).

Para explicar el proceso de inducción de raíces, existe la teoría de la rizocalina de Bouillene, la cual establece que un compuesto fenólico no específico (posiblemente dihidroxifenol) actúa como cofactor del enraizamiento. Este cofactor es producido en las hojas y yemas de la estaca y posteriormente translocado a la región del enraizamiento, donde en presencia de un factor no específico; que es translocado y que se encuentra en concentraciones bajas en los tejidos y de una enzima específica, localizada en las células de ciertos tejidos (polifenol-oxidasa), completan el complejo rizocalina, el cual actúa como estimulante de la rizogénesis (Hartmann y Kester, 1996; Haissig, 1974).

En muchos países tropicales, el elevado capital y los costos en el mantenimiento de los sistemas de nebulización y de otros sistemas de propagación, los hacen inapropiados excepto para proyectos a gran escala comercial; es por ello que surgió la idea de crear un sistema más simple y económico capaz de funcionar en condiciones de ausencia de electricidad y de agua de cañería, el cual es el propagador de polietileno (Leakey *et al.*, 1990), también llamado el propagador de subirrigación (Mesén *et al.*, 1996). Fue desarrollado en el Instituto de Ecología Terrestre de Escocia (ITE) en un trabajo conjunto entre el CATIE y el ITE (Leakey *et al.*, 1990).

Consiste en un invernadero en miniatura, los cuales tienen función de proveer agua por capilaridad a los diferentes sustratos y evitar su evaporación (Mesén, 1993). Ha sido probada con éxito en Centro América y África (Leakey *et al.*, 1990); que probaron ser efectivos para la propagación de gran cantidad de especies tropicales, con las ventajas adicionales de que son baratos y fáciles de utilizar y no requieren de electricidad ni agua de cañería, lo cual los hace apropiados para condiciones rurales y programas de capital (Mesén, 1993); ya que propone el uso de materiales disponibles localmente y puede usarse a pequeña o gran escala.

Su efectividad parece radicar en su capacidad de minimizar el estrés hídrico, protegiendo las estacas de las fuertes variaciones ambientales externas, capaz de mantener humedades relativas arriba del 90%, al igual que lo hace el propagador de nebulización por aspersión. Bajo condiciones tropicales, el propagador de subirrigación también mantiene las temperaturas del aire y del

sustrato dentro de los rangos normales para el enraizamiento de especies forestales (20-25 °C y 18-30 °C, respectivamente) (Mesén *et al.*, 1996).

El microambiente dentro del propagador ejerce una influencia crítica en el enraizamiento de estacas (Mesén, 1993). El microambiente ideal debe mantener niveles óptimos de irradiación, temperaturas adecuadas en el aire, sustrato, las hojas y buen balance de agua en las estacas (Loach, 1988). El microclima de los propagadores de subirrigación es comparable al de otros sistemas más sofisticados. En una comparación del sistema de subirrigación con el de nebulización, se encontraron valores mayores de humedad relativa, y menores de temperatura foliar y temperatura del aire. Además, el aire se satura en horas de la noche, lo cual resulta la condensación de agua en las hojas y humedecimiento del follaje. Gran cantidad de agua también se condensa en el plástico de la tapa y su caída contribuye además al humedecimiento de las hojas (Mesén, 1993).

### **3.14 Bases fisiológicas de la iniciación de raíces adventicias**

El desarrollo vegetal está influenciado, entre otros factores, por diversas sustancias de síntesis natural, conocidas como hormonas, y otras sintéticas denominadas reguladores de crecimiento. Para distinguir entre hormonas vegetales y reguladoras del crecimiento, se puede decir que, todas las hormonas regulan el crecimiento, pero que no todos los reguladores del crecimiento son hormonas. De las fitohormonas (etileno, giberelinas, citoquininas, auxinas e inhibidores del crecimiento, como el ácido abscísico),

las auxinas son los que tienen el mayor efecto sobre la formación de raíces (Hartmann y Kester, 1996).

### **3.15 Fotosíntesis de las hojas sobre el enraizamiento**

Es sabido que la presencia de hojas en las estacas ejerce una fuerte acción estimulante sobre la iniciación de raíces. Es probable que el fuerte efecto promotor de inducción de raíces que ejercen las hojas y yemas, se deba a otros factores más directos, dado que las yemas y hojas son poderosos productores de auxinas y los efectos se observan directamente debajo de ellas, ya que existe un transporte polar, del ápice a la base (Hartmann y Kester, 1996).

### **3.16 Fotosíntesis de las estacas**

La fotosíntesis de las estacas no es un requerimiento absoluto para la formación de raíces. Esto puede ser observado en estacas con muchas hojas, que se llevan a un sitio oscuro y con estacas deshojadas (no fotosintetizantes), que enraízan (Davis y Potter, 1981). Pero puede generalizarse que, la fotosíntesis en estacas, es probablemente más importante después de la iniciación de raíces y ayudaría en el desarrollo y crecimiento más rápido de las raíces (Davis, 1988).

#### **3.16.1 Factores que afectan la multiplicación por estacas**

- **Diferencias entre plantas individuales procedentes de semilla**

Al enraizar estacas tomadas de plantas individuales de una especie, que de ordinario se propaga por semillas, la experiencia ha demostrado que



pueden existir amplias diferencias entre estacas tomadas de ellas (efectos y/o variabilidad del genotipo) (Hartmann y Kester, 1996).

- **Diferencias entre las zonas apicales y básales de la rama**

En las estacas tomadas de distintas partes de las ramas en ocasiones se observa variabilidad en la producción de raíces y en muchos casos el mayor porcentaje de enraíce se obtiene en estacas procedentes de la porción basal de la rama. (Hartmann y Kester, 1996).

Puede ocurrir que en tallos de un año o más de edad, los carbohidratos se hayan acumulado en la base de las ramas y tal vez se han formado algunas iniciales de raíz, posiblemente bajo la influencia de sustancias promotoras de raíces procedentes de yemas y de hojas, y por lo tanto el mejor material para estacas puede provenir de la porción basal de esas ramas.

Pero, el mejor enraizamiento de las estacas apicales podría explicarse por la posibilidad de que en el ápice se encuentre una mayor concentración de sustancias endógenas promotoras del enraizamiento ya que las mismas se originan en las secciones apicales (yemas apicales). También, las estacas apicales son más jóvenes y en consecuencia, hay más células capaces de volverse meristemáticas. En las especies que enraízan fácilmente, este factor es de poca importancia, cualquiera sea la posición de la estaca en la rama. (Hartmann y Kester, 1996)

### a) Tipos de Estacas

Las estacas casi siempre se hacen de las porciones vegetativas de la planta, como los tallos modificados (rizomas, tubérculos, cormos y bulbos), las hojas o las raíces. Se pueden hacer diversos tipos de estacas, que se clasifican de acuerdo con la parte de la planta de la cual proceden:

- Estacas de tallo:
- De madera dura (Especies caducifolias)
- Siempreverdes de hojas angostas
- De madera semidura
- De madera suave
- Herbáceas.
- Estacas de hoja
- Estacas con hoja y yema

## 3.17 Investigaciones realizadas con Ácido Indolbutírico

### 3.17.1 Efecto del ácido indolbutírico (AIB) y tipo de estaca en el enraizado de *Gmelina arborea* Roxb.

Con el propósito de desarrollar un sistema operativo de propagación vegetativa para *Gmelina arborea* Roxb., especie leñosa con amplio potencial en plantaciones comerciales en regiones tropicales, en este estudio se evaluó el efecto de la concentración de ácido indolbutírico (AIB) en la capacidad de enraizado de diferentes tipos de estacas juveniles de esta especie.

En el ensayo se incluyeron tres tipos de estaca (apical, intermedia y basal) y cuatro concentraciones de AIB (0, 1.0, 1.5 y 2.0 mg g<sup>-1</sup>), en un diseño

factorial completo; se evaluó el contenido inicial de azúcares totales en los tres tipos de estaca, así como su capacidad de enraizado, brotación y características de las raíces formadas. Las estacas apicales mostraron mayor capacidad de enraizado (71.8 %) y brotación (54.9 %) que las estacas basales (43.7 y 38.3 %, respectivamente), y formaron 30 % más de raíces. La aplicación de AIB inhibió la capacidad de enraizado en las estacas apicales, pero la estimuló en las estacas intermedias y basales; el mayor porcentaje de enraizado se obtuvo en las estacas apicales sin AIB (80 %) y en las intermedias con 2.0 mg g<sup>-1</sup> de AIB (83 %). No se encontraron diferencias significativas en la concentración de azúcares totales entre los tipos de estaca. Se puede entonces implementar un sistema efectivo de propagación clonal de *Gmelina arborea* (más de 80 % de enraizado) si se aplica la concentración adecuada de AIB a estacas basales e intermedias (Ruiz *et al.*, 2005).

### **3.17.2 Efecto del ácido indolbutírico en la capacidad rizogénica de estacas de *Eucryphia glutinosa***

*Eucryphia glutinosa* es una especie endémica de Chile que actualmente se encuentra con problemas de conservación, siendo catalogada como especie rara. Su área de distribución y su contingente poblacional han disminuido considerablemente, por lo que aplicar protocolos de propagación resulta necesario para aumentar el número de individuos. Actualmente existe escasa información respecto a la reproducción vegetativa de esta especie. En consideración a esto, el objetivo del trabajo fue evaluar su capacidad

reproductiva mediante rizogénesis de estacas. Se colectaron estacas en abril de 2007 en la Reserva Nacional Malleco, Región de La Araucanía.

Las estacas fueron tratadas con ácido indolbutírico (AIB) durante 15 minutos en distintas concentraciones (0, 250, 500, 1.000 y 1.500 mg L<sup>-1</sup>). Después de mantener las estacas durante siete meses en cama caliente de arraigamiento, se evaluaron los porcentajes de sobrevivencia, de formación de callo y de enraizamiento. Además, se determinó el potencial de crecimiento radical (PCR). Se observó que los mejores resultados se produjeron en la concentración de 500 mg L<sup>-1</sup> de AIB, con un 56,5% de enraizamiento (Latsague, Sáez y Yáñez, 2009).

### **3.17.3 Efecto del ácido 3-indolbutírico sobre el enraizamiento adventicio y la altura de plantines clonales de *Prosopis alba* Grisebach**

Con la finalidad de evaluar el efecto del ácido 3-indolbutírico (AIB) sobre el enraizamiento adventicio, y altura de los plantines obtenidos de estacas herbáceas y semileñosas de *Prosopis alba*, se seleccionaron 15 árboles de 6 años de edad, los cuales fueron recepados para estimular la emisión de brotes. Se realizaron cosechas de brotes a los 65 y 120 días del recepado, las estacas obtenidas permanecieron 40 días bajo condiciones controladas de humedad y temperatura en módulo de propagación y posteriormente fueron trasladadas a vivero; a los 120 días se evaluó el enraizamiento y la altura del plantín. Las distintas dosis de AIB influyeron en forma significativa sobre el enraizamiento de estacas herbáceas, donde el testigo y los tratamientos de 2,5 y 5 mg L<sup>-1</sup> exhibieron altas tasas de enraizamiento respecto al de 10 mg L<sup>-1</sup> (Oberschelp y Marcó, 1997).

### **3.17.4 Efecto del ácido indolbutírico y tipo de estaquilla en el enraizamiento de Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis* L.) (Ruiz y Mesén, 2010)**

*Plukenetia volubilis*, conocida como sachá inchi (maní del Inca) es una planta trepadora, semileñosa y perenne, nativa de la Amazonía Peruana. Sus semillas son ricas en proteínas y aceite de alta calidad, importantes en alimentación humana, y aplicaciones en salud, cosmética y medicina.

La ausencia de métodos confiables de propagación asexual ha limitado su plantación y uso a nivel industrial. El objetivo del estudio fue evaluar el efecto de 4 dosis de ácido indolbutírico (0,00; 0,10; 0,15 y 0,20%) y 3 tipos de estaquilla (basal, intermedia y apical) sobre el enraizamiento de sachá inchi, mediante cámaras de subirrigación. Se realizó en el vivero del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) en San Martín, Perú, a través de un diseño completamente al azar (DCA) con arreglo factorial 4 x 3, con 3 repeticiones y 9 estaquillas por unidad experimental. Al término de 30 días las estaquillas intermedias y basales mostraron mayor enraizamiento (78,70 y 77,78%), número de raíces (19,21 y 15,75) y longitud de raíz mayor (4,07 y 4,24 cm).

Fue necesaria la aplicación de AIB para lograr un buen enraizamiento en estaquillas de esta especie. Al aplicar dosis de AIB a 0,15 y 0,20% se obtuvo el mayor porcentaje de enraizamiento (92,59 y 87,65%), número de raíces (25,94 y 20,05) y longitud de raíz mayor (4,25 y 4,57 cm). Se concluye que es posible propagar sachá inchi por estaquillas (más de 80% de enraizamiento) si se aplica la dosis adecuada de AIB a estaquillas intermedias y basales.

## **IV. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **4.1. Materiales**

#### **4.1.1. Materiales de campo, laboratorio y oficina**

##### **a) Materiales de oficina**

- Papel bond A4 80 g, USB, cartucho de impresora, plumones indelebles, computadora Pentium IV, calculadora científica, lapiceros, lápices, clips, grapas, folder manila.

##### **b) Reactivos**

- Acido indol-3-butírico, alcohol 96°

##### **c) Equipos y materiales de laboratorio**

- Tijera de podar, caja de tecnopor, hilo pabilo, bandejas, regla graduada de 30 cm., etiquetas, vernier, libreta de apuntes, mica transparente, sustrato (arena, piedra grande, grava fina), malla sombra negra 80%, manguera, mochila aspersor de 16 L, listones, mandil blanco, guantes quirúrgico, espátula de acero inoxidable, vaso de precipitación de 200 ml, matraz, probeta graduada de 100 ml.

##### **d) Materiales de vivero**

- Estaquillas de plántulas



#### 4.1.2. Ubicación del campo experimental

El presente trabajo de investigación se llevó cabo en el área de propagación del vivero del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) San Martín, ubicado en el distrito de Morales, provincia y departamento de San Martín; cuyas coordenadas UTM son: N 9283654 y E 0347742 a una altitud de 332 m.s.n.m.

#### 4.1.3. Condiciones climáticas

Se tomo datos climáticos de temperatura (°C), humedad relativa (%), horas sol día, precipitación (mm) de SENAMHI, además se registro condiciones microclimáticas de humedad relativa (%), temperatura del aire y del sustrato (°C) y radiación solar (lux) dentro de la cámara de subirrigación en la primera semana de instalado el experimento.

**Cuadro 1:** Datos climáticos de Octubre a Diciembre del 2010, correspondiente al periodo experimental.

Meses	Temperatura (°C)			Humedad Relativa (%)	Horas Sol Día	Precipitación (mm)
	Mínima	Máxima	Media			
Mayo	23.30	27.50	25.85	70.61	7.80	117.10
junio	23.20	23.20	25.80	73.46	9.01	168.50
Julio	22.30	27.80	25.10	78.43	6.01	244.40

FUENTE: INIA, Tarapoto (2011).

En el siguiente cuadro se describe las condiciones microclimáticas en el interior de la cámara de subirrigación.

**Cuadro 2:** Condiciones microclimáticas dentro de la cámara de subirrigación durante el desarrollo del experimento, IIAP, Tarapoto.

	Promedio	Rango
Humedad relativa (%)	84.75	66.11 - 89.11
Temperatura del aire (°C)	27.12	23.26 - 29.96
Temperatura del sustrato (°C)	28.21	24.00 - 31.56
Radiación solar (lux)	75.09	0.80 - 157.00

FUENTE: Elaboración propia (2011).

#### 4.1.4. Cámara de enraizamiento

Se utilizó para ello el propagador de subirrigación, el cual está basado en un diseño realizado por Howland, modificado por Leahey y Logman en 1988 (Leahey *et al.*, 1990) (Anexo, figura 2).

#### 4.1.5. Características del área de propagación

Consiste en una infraestructura de 2.0 m de altura con sombra de 80% para regular el paso de la radiación solar y la temperatura hacia la cámaras de subirrigación, con piso de topografía plana para permitir la homogeneidad en la distribución del agua al interior de la cámara.

### 4.2. Métodos

#### 4.2.1. Porcentaje de enraizamiento

Esta evaluación se realizó contándose el número de estacas enraizadas en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición.

#### **4.2.2. Número de raíces**

Esta evaluación se realizó contándose el número de raíces en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición.

#### **4.2.3. Longitud de raíz mayor**

Esta evaluación se realizó midiendo con vernier la longitud de la raíz más larga en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición.

#### **4.2.4. Porcentaje de brotación**

Esta evaluación se realizó contándose el número de estacas con brotes aéreos en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición.

#### **4.2.5. Porcentaje de callosidad**

Esta evaluación se realizó contándose el número de estacas con formación de callo en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición.

#### **4.2.6. Porcentaje de defoliación**

Esta evaluación se realizó contándose el número de estacas defoliadas en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición.

#### **4.2.7. Porcentaje de pudrición**

Esta evaluación se realizó contando el número de estacas necrosadas en base al total de unidades experimentales por tratamiento y repetición.

#### **4.3. Componentes en estudio**

##### **4.3.1. Material vegetativo**

Se utilizaron estaquillas de canela (*Cinnamomun sp.*) obtenidas de plantas de canela ubicadas en el kilómetro 26 carretera Yurimaguas – Tarapoto.

##### **4.3.2. Factores y niveles en estudio**

- **A: Tipo de sustrato**

$a_1$  = arena media

$a_2$  = arena gruesa

- **B: Dosis de hormona**

$b_1$  = 0% hormona

$b_2$  = 0,2% hormona

$b_3$  = 0,4% hormona

$b_4$  = 0,6% hormona

$b_5$  = 0,8% hormona

#### **4.4. Diseño experimental**

Se utilizó el diseño completamente al azar con arreglo factorial doble (2x5) con dos niveles para el Factor A (tipo de sustrato) y 5 niveles para el factor B (Dosis de ácido indolbutírico) y con 3 repeticiones por tratamiento.

#### **4.5. Procedimiento experimental**

##### **4.5.1. Construcción e implementación de la infraestructura de propagación**

Para la construcción de la infraestructura de propagación se empleo madera dura de 2.70 m altura que fueron enterradas a 0.70 m. de profundidad colocados cada 4.0 m; se implementará colocando como techo una malla de sombra negra de 20 metros de largo x 4 metros de ancho, para lograr una sombra de 80%.

##### **4.5.2. Construcción e implementación del propagador de subirrigación**

Para la construcción se utilizó listones de madera aserrada para el diseño del marco principal y la tapa. El sustrato que se utilizo para el enraizamiento de estacas es “arena” previamente lavado, desinfestado y solarizado. Se preparo un piso de cemento nivelado donde se instalo el propagador de subirrigación, el cual fue forrado con plástico transparente doble que lo hizo impermeable, la caja se cubrió con una tapa bien ajustada, también forrada de plástico, para mantener alta la humedad interna. Los primeros 25 cm se cubrió con capas sucesivas de piedras grandes (6.0 – 10.0 cm. de diámetro), piedras pequeñas (3.0 – 6.0 cm) y grava, y los últimos 5 cm se cubrió con el sustrato de enraizamiento (arena media). Para conducir el agua u observar su nivel se utilizó una sección de tubo de 4” de diámetro insertado verticalmente a través de las diferentes capas de material permitiendo sobresalir 15 cm sobre la superficie del propagador. Luego por este medio se lleno con agua los 20 cm. basales de la cámara de propagación para de esta manera mantener siempre húmedo por capilaridad al sustrato.

#### **4.5.3. Cosecha y acondicionamiento del material vegetativo**

La cosecha se realizo de material vegetativo de plántulas sanas y vigorosas en horas de la mañana 6.00 a 7.00 a.m.

#### **4.5.4. Traslado y almacenamiento del material vegetativo**

Posteriormente a la cosecha del material vegetativo, se traslado en una caja de tecnopor con hielo para evitar el “estrés” fisiológico que podrían sufrir en el periodo desde la corta hasta su establecimiento en el propagador.

#### **4.5.5. Preparación y establecimiento de las estacas**

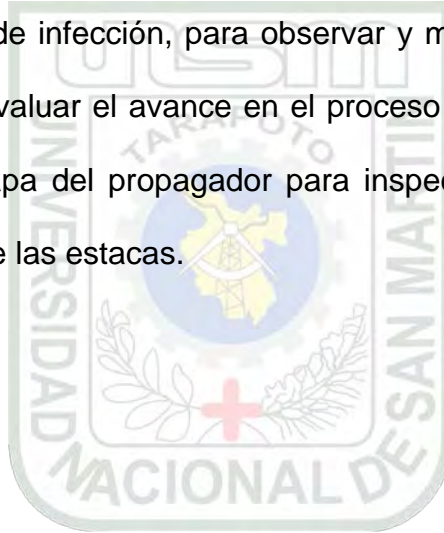
Se utilizó estaquillas de 8,0 c de longitud, ésta conservo parte de la hoja de acuerdo a los niveles en estudio; se trato con ácido indol-3butírico en solución con alcohol puro 96° con las dosis respectivas al ensayo. Para el establecimiento de las estacas, se realizó pequeños hoyos en el sustrato a una profundidad de 2,0 cm.

#### **4.5.6. Instalación de equipos de mediciones ambientales**

Se registró la radiación solar con el equipo digital (DIGITAL LUX METER MODEL: SC105), con resolución de 1, 10 y 100 lux, y rangos de 2000, 20 000 y 50 000 lux. La humedad relativa y la temperatura del aire se midieron usando el equipo (HYGRO-THERMOMETER CLOCK), para la temperatura de sustrato se utilizó un termómetro digital (DIGITAL THERMOMETER), con rangos de -50 a 200°C. Todas estas evaluaciones por el transcurso de cinco días desde 6.00 a.m a 6.00 p.m en la primera semana de haber establecido el ensayo.

#### **4.5.7. Manejo del propagador de subirrigación**

Una vez que las estaquillas se establecieron en el propagador, se asperjó bien las hojas de las estacas con agua mediante un aspersor manual. Se realizó inspecciones regularmente para detectar y corregir problemas patológicos, eliminar hojas caídas o estacas con síntomas de necrosis que puedan ser foco de infección, para observar y mantener el nivel de la tabla de agua y para evaluar el avance en el proceso de enraizamiento. Siempre que se abra la tapa del propagador para inspecciones, se roció con agua limpia las hojas de las estacas.





## V. RESULTADOS

**Cuadro 1: Análisis de varianza para el porcentaje de enraizamiento**

F.V.	Suma de cuadrados	G.L.	Media cuadrática	F	Sig.
<b>Sustrato (FA)</b>	3796.875	1	3796.875	104.143	0.000 **
<b>Dosis de hormona (FB)</b>	3645.833	4	911.458	25.000	0.000 **
<b>FA * FB</b>	2791.667	4	697.917	19.143	0.000 **
<b>Error</b>	729.167	20	36.458		
<b>Total</b>	10963.542	29			
$R^2 = 93.3\%$ C.V. = 21.72% Promedio = 27.8					

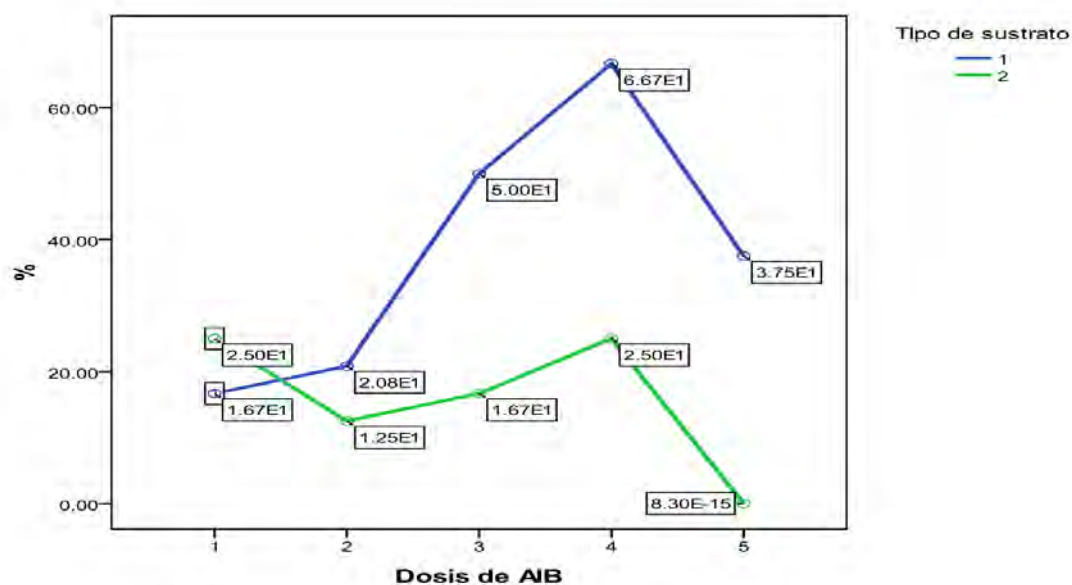
\*\*Significativo al 99%

**Cuadro 2: Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor A: Tipo de sustrato y respecto al porcentaje de enraizamiento**

Tipo de sustrato (niveles)	Descripción	Duncan (0.05)	
		a	B
1	Arena media	38.33	
2	Arena gruesa		15.83

**Cuadro 3: Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor B: Dosis de aplicación de hormona y respecto al porcentaje de enraizamiento**

Dosis de AIB (niveles)	Descripción	Duncan (0.05)		
		a	b	C
1	0.2% hormona	16.67		
4	0.8% hormona	18.75		
0	0.0% hormona	20.83		
2	0.4% hormona		33.33	
3	0.6% hormona			45.83



**Gráfico 1: Efecto de la interacción del factor B (Dosis de hormona) dentro de los promedios de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) respecto al porcentaje de enraizamiento**

**Cuadro 4: Análisis de varianza para el número de raíces**

F.V.	Suma de cuadrados	G.L.	Media cuadrática	F	Sig.
Sustrato (FA)	5.035	1	5.035	25.665	0.000 **
Dosis de hormona (FB)	6.608	4	1.652	8.421	0.000 **
FA * FB	3.998	4	0.999	5.095	0.005 **
Error	3.924	20	0.196		
Total	19.564	29			
$R^2 = 79.9\%$ CV= 35.7% Promedio = 1.24					

\*\*Significativo al 99%

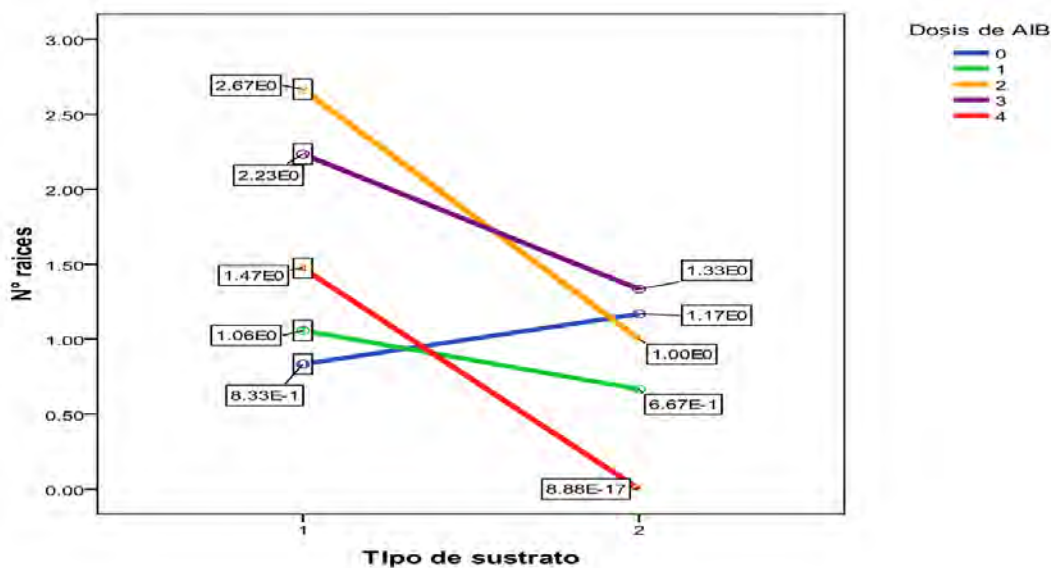
**Cuadro 5: Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor A: Tipo de sustrato y respecto al número de raíces**

Tipo de sustrato (niveles)	Descripción	Duncan (0.05)	
		a	B
1	Arena media	1.65	
2	Arena gruesa		0.83

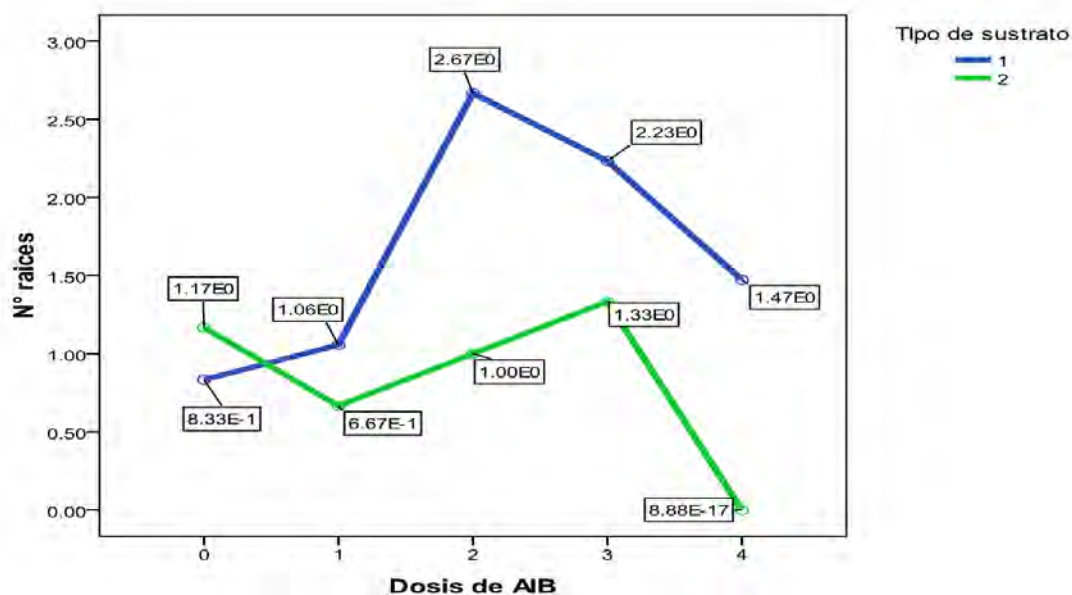


**Cuadro 6: Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor B: Dosis de aplicación de hormona y respecto al número de raíces**

Dosis de AIB (niveles)	Descripción	Duncan (0.05)	
		a	B
4	0.8% hormona	0.74	
1	0.2% hormona	0.86	
0	0.0% hormona	1.00	
3	0.6% hormona		1.78
2	0.4% hormona		1.83



**Gráfico 3: Efecto de la interacción del factor B (Dosis de hormona) dentro de los promedios de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) respecto al número de raíces**



**Gráfico 4: Efecto de la interacción de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) dentro de los promedios de los niveles del factor B (Dosis de hormona) respecto al número de raíces**

**Cuadro 7: Análisis de varianza para la longitud de la raíz principal (cm)**

F.V.	Suma de cuadrados	G.L.	Media cuadrática	F	Sig.
Sustrato (FA)	16.163	1	16.163	48.650	0.000 **
Dosis de hormona (FB)	3.824	4	0.956	2.878	0.049 *
FA * FB	9.751	4	2.438	7.338	0.001 **
Error	6.645	20	.332		
Total	36.382	29			
R <sup>2</sup> = 81.7% C.V. = 36% Promedio = 1.6					

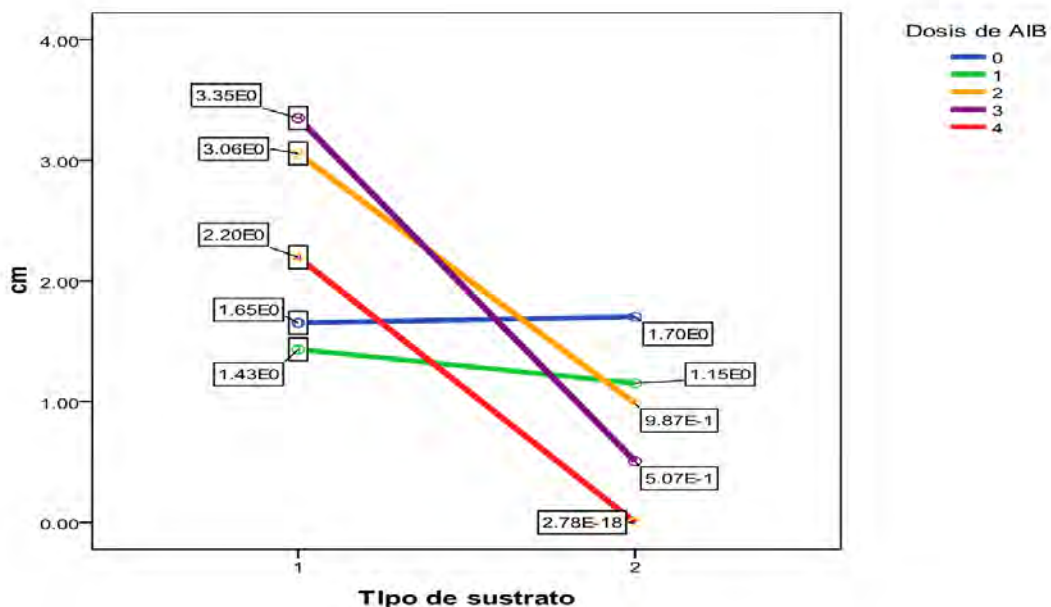
\*\*Significativo al 99%; \*Significativo al 95%

**Cuadro 8: Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor A: Tipo de sustrato y respecto a la longitud de la raíz principal (cm)**

Tipo de sustrato (niveles)	Descripción	Duncan (0.05)	
		a	B
1	Arena media	2.34	
2	Arena gruesa		0.87

**Cuadro 9: Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor B: Dosis de aplicación de hormona y respecto a la longitud de la raíz principal (cm)**

Dosis de AIB (niveles)	Descripción	Duncan (0.05)	
		a	B
4	0.8% hormona	1.09	
1	0.2% hormona	1.29	1.29
0	0.0% hormona	1.68	1.68
3	0.6% hormona		1.93
2	0.4% hormona		2.02



**Gráfico 5: Efecto de la interacción del factor B (Dosis de hormona) dentro de los promedios de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) respecto a la longitud de la raíz principal**

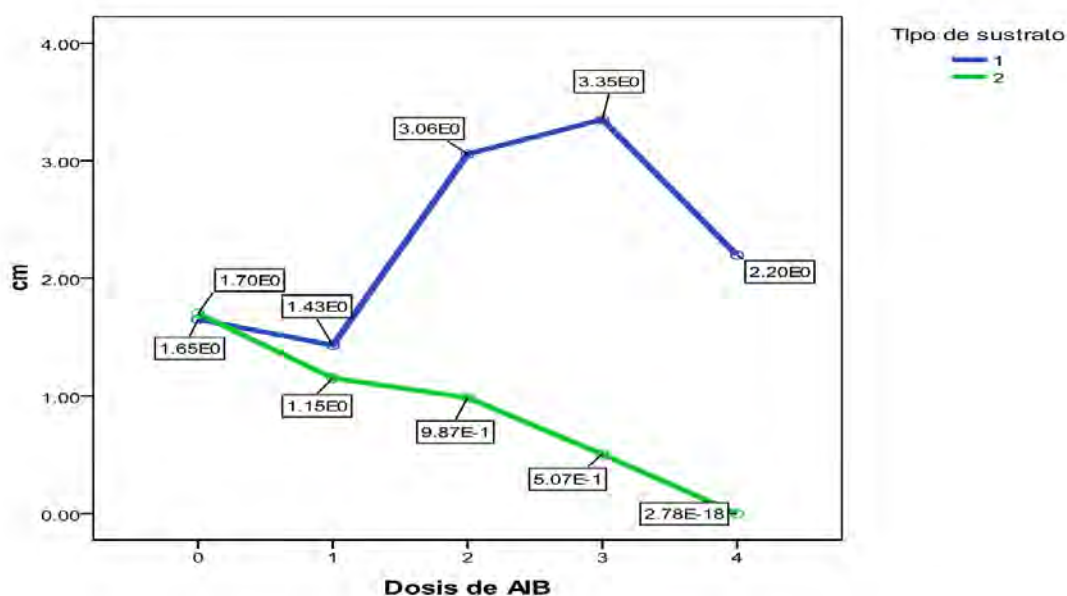


Gráfico 6: Efecto de la interacción de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) dentro de los promedios de los niveles del factor B (Dosis de hormona) respecto a la longitud de la raíz principal

Cuadro 10: Análisis de varianza para el porcentaje de mortandad

F.V.	Suma de cuadrados	G.L.	Media cuadrática	F	Sig.
Sustrato (FA)	97.200	1	97.200	0.646	0.431N.S.
Dosis de hormona (FB)	7268.833	4	1817.208	12.076	0.000 **
FA * FB	3520.800	4	880.200	5.849	0.003 **
Error	3009.667	20	150.483		
Total	13896.500	29			
$R^2 = 78.3\%$		C:V. = 29.2%		Promedio = 42.00	

\*\*Significativo al 99%

N.S. No significativo

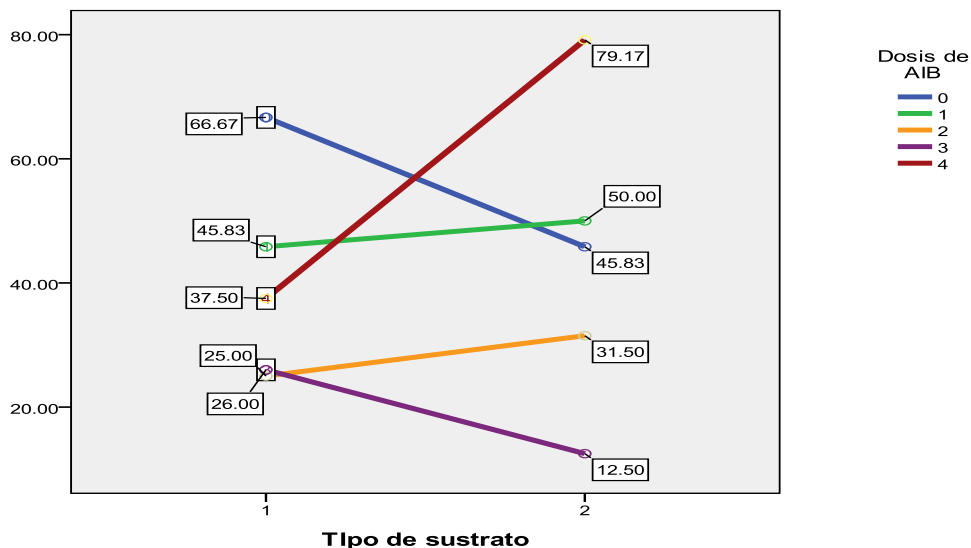
**Cuadro 11: Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor A: Tipo de sustrato y respecto al porcentaje de mortandad**

Tipo de sustrato (niveles)	Descripción	Duncan (0.05)
		A
2	Arena gruesa	43.80
1	Arena media	40.20



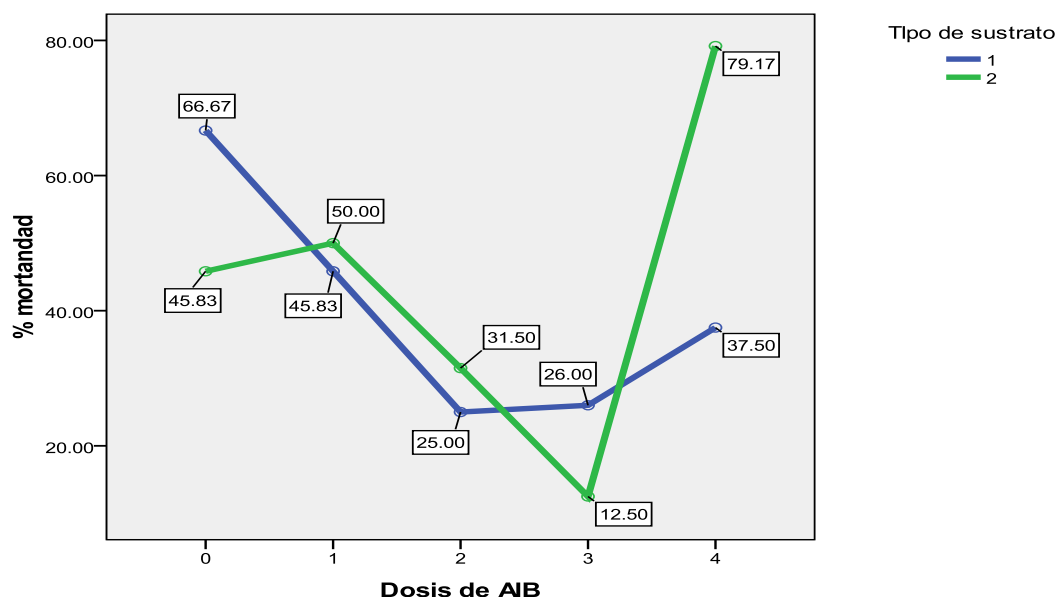
**Cuadro 12: Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor B: Dosis de aplicación de hormona y respecto al porcentaje de mortandad**

Dosis de AIB (niveles)	Descripción	Duncan (0.05)	
		a	B
3	0.6% hormona	19.25	
2	0.4% hormona	28.25	
1	0.2% hormona		47.92
0	0.0% hormona		56.25
4	0.8% hormona		58.33



**Gráfico 7: Efecto de la interacción del factor B (Dosis de hormona) dentro de los promedios de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) respecto al porcentaje de mortandad**





**Gráfico 8:** Efecto de la interacción de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) dentro de los promedios de los niveles del factor B (Dosis de hormona) respecto al porcentaje de mortandad

**Cuadro 13:** Análisis de varianza para el porcentaje de callosidad

F.V.	Suma de cuadrados	G.L.	Media cuadrática	F	Sig.
Sustrato (FA)	1960.208	1	1960.208	14.064	0.001 **
Dosis de hormona (FB)	2951.250	4	737.812	5.294	0.004 **
FA * FB	3497.083	4	874.271	6.273	0.002 **
Error	2787.500	20	139.375		
Total	11196.042	29			
R <sup>2</sup> = 75.1%      C.V. = 29.93      Promedio = 39.42					

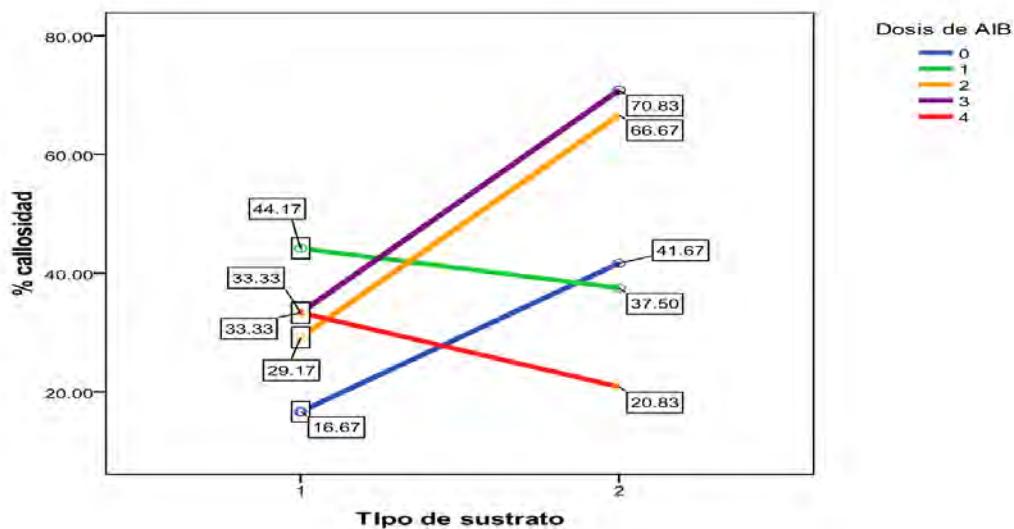
\*\*Significativo al 99%

**Cuadro 14:** Prueba de Duncan al 5% para los promedios de los niveles del Factor A : Tipo de sustrato y respecto al porcentaje de callosidad

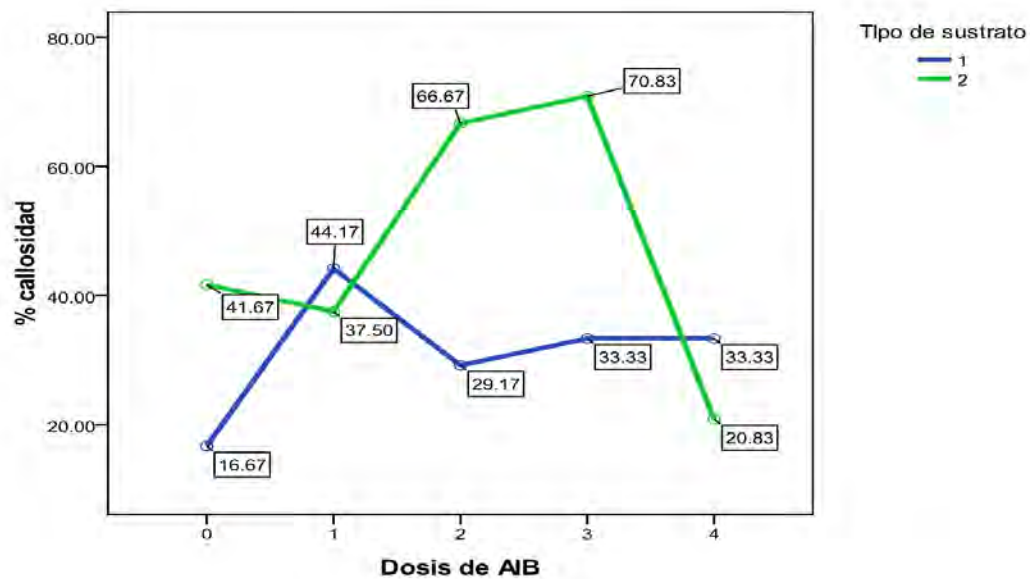
Tipo de sustrato (niveles)	Descripción	Duncan (0.05)	
		a	B
2	Arena gruesa	47.50	
1	Arena media		31.33

**Cuadro 15: Prueba de Duncan al 5% para los promedios del Factor B: Dosis de hormona y respecto al porcentaje de callosidad**

Dosis de AIB (niveles)	Descripción	Duncan (0.05)	
		a	B
4	0.8% hormona	27.08	
0	0.0% hormona	29.17	
1	0.2% hormona	40.83	40.83
2	0.4% hormona		47.92
3	0.6% hormona		52.08



**Gráfico 9: Efecto de la interacción del factor B (Dosis de hormona) dentro de los promedios de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) respecto al porcentaje de callosidad**



**Gráfico 10: Efecto de la interacción de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) dentro de los promedios de los niveles del factor B (Dosis de hormona) respecto al porcentaje de callosidad**

## VI. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

### 6.1. Del porcentaje de enraizamiento

El análisis de varianza para el porcentaje de enraizamiento (Cuadro 1), arrojó diferencias significativas para los niveles del tipo de sustrato (Factor A), para los niveles de las dosis de hormonas (Factor B) y para las interacciones dobles A x B (Tipo de sustrato \* dosis de hormonas respectivamente, situación que anula la interpretación literal inicial de los resultados obtenidos.

Por otro lado, este parámetro reportó un coeficiente de determinación ( $R^2$ ) de 93.3% demostrando que existe un alto grado de relación y correlación entre los tratamientos estudiados y el porcentaje de enraizamiento y un coeficiente de variabilidad (CV) de 21.72%, el cual supera el rango de aceptación para trabajos realizados en invernadero (Calzada, 1982).

La prueba de Duncan (cuadro 2), detectó diferencias significativas entre los promedios de los niveles del Factor A (Tipo de sustrato), siendo que el nivel A1 (Arena media) con un promedio de 38.33% de enraizamiento superó estadísticamente al nivel A2 (Arena gruesa) quien alcanzó un promedio de 15.83% de enraizamiento.

La prueba de Duncan (cuadro 3) para los promedios de los niveles del Factor B (Dosis de aplicación de hormona) reveló diferencias significativas entre niveles, donde el B3 (0.6%) con un promedio de 45.83% de enraizamiento superó estadísticamente a los demás niveles, seguido del B2 (0,4%) quien alcanzó un promedio de 33.33% de enraizamiento y quien superó estadísticamente a los

tratamientos B0 (Testigo), B4 (0.8%) y B1 (0.2%) quienes alcanzaron promedios de 20.83%, 18.75% y 16.67% de enraizamiento respectivamente y quienes además resultaron ser estadísticamente iguales entre sí. En general se pudo observar que dosis por debajo de 0.4% y sobre 0.6% de aplicación de hormonas afectaron el desarrollo de la raíces, este mismo hecho justifica el alto valor del Coeficiente de variabilidad existente en los tratamientos estudiados.

Al evaluar el efecto de la interacción (gráfico 1), que por cierto fue significativo estadísticamente, se puede apreciar que los niveles B2 (0.4%), B3 (0.6%) y B4 (0.8%) obtuvieron mejores porcentajes de enraizamiento en la arena media con 50.0%, 66.7% y 37.5% respectivamente y promedios menores de enraizamiento en arena gruesa con 16.7%, 25.0% y 0.8% respectivamente. La interacción la determinó con mayor fuerza el B0 (testigo) quien obtuvo un porcentaje de enraizamiento menor en arena media de 16.7% y mayor con un promedio de 25% en la arena gruesa. Este resultado se corrobora en al gráfico 2, donde se define la interacción de los promedios de los niveles del Factor A (Tipo de sustrato) dentro de los niveles del Factor A (Dosis de hormona) en los tratamientos B0 (testigo) y B1 (0,2%).

La aplicación de auxinas en especies de difícil enraizamiento, es una práctica útil para la formación de raíces, debido a que acelera la iniciación radical, aumenta el número de estacas enraizadas, incrementa el número y la calidad de las raíces, además de proporcionar una mayor uniformidad en el crecimiento y desarrollo de las raíces (Bacarín *et al.*, 1994).

Las auxinas son un grupo de fitohormonas que funcionan como reguladoras del crecimiento, provocando el crecimiento por división o elongación de las células, participan activamente en el desarrollo de la raíz embrionaria y pos embrionaria, así como también en el gravitropismo. Pueden ser sintetizadas en las partes aéreas de la planta o en los ápices de las raíces primarias y secundarias (Ljung *et al.*, 2005). En todas las especies estudiadas hasta ahora, la inhibición del transporte de auxinas conduce rápidamente a una disminución en el crecimiento de la raíz primaria (Blilou *et al.*, 2005).

## **6.2. Del número de raíces**

El análisis de varianza para el número de raíces (Cuadro 4), arrojó diferencias significativas para los niveles del tipo de sustrato (Factor A), para los niveles de las dosis de hormonas (Factor B) y para las interacciones dobles A x B (Tipo de sustrato \* dosis de hormonas) respectivamente, situación que anula la interpretación literal inicial de los resultados obtenidos.

Por otro lado, este parámetro reportó un coeficiente de determinación ( $R^2$ ) de 79.9% demostrando que existe un alto grado de relación y correlación entre los tratamientos estudiados y el número de raíces y un coeficiente de variabilidad (CV) de 35.7%, el cual supera el rango de aceptación para trabajos realizados en invernadero (Calzada, 1982).

La prueba de Duncan (cuadro 5), detectó diferencias significativas entre los promedios de los niveles del Factor A (Tipo de sustrato), siendo que el nivel A1

(Arena media) con un promedio de 1.65 raíces superó estadísticamente al nivel A2 (Arena gruesa) quien alcanzó un promedio de 0.83 raíces por estaquilla.

La prueba de Duncan (cuadro 6) para los promedios de los niveles del Factor B (Dosis de aplicación de hormona) reveló diferencias significativas entre tratamientos, donde los niveles B2 (0.4%) y B3 (0.6%) con promedios de 1.83 y 1.78 raíces por estaquilla superaron estadísticamente a los demás tratamientos, siendo que los niveles B0 (Testigo), B1 (0.2%) y B4 (0.8%) con promedios de 1.0%, 0.86 y 0.74 raíces por estaquilla respectivamente resultaron ser estadísticamente iguales entre sí. En general se pudo observar que dosis por debajo de 0.4% y sobre 0.6% de aplicación de hormonas también afectaron el desarrollo de las raíces, este mismo hecho justifica el alto valor del Coeficiente de variabilidad existente en los tratamientos estudiados.

Al evaluar el efecto de la interacción (gráfico 3), que por cierto fue significativo estadísticamente, se puede apreciar que los niveles B1 (0.2%), B2 (0.4%), B3 (0.6%) y B4 (0.8%) obtuvieron promedios mayores de números de raíces por estaquilla en la arena media con 1.06, 2.67, 2.23 y 1.47 raíces por estaquilla respectivamente y promedios menores de enraizamiento en arena gruesa con 0.67, 1.0, 1.33 y 0.08 respectivamente. La interacción la determinó con mayor fuerza el B0 (testigo) quien obtuvo un número de raíces por estaquilla menor en arena media con 0.83 y de 1.17 en la arena gruesa. Este resultado se corrobora en el gráfico 4, donde se define la interacción de los promedios de los niveles del Factor A (Tipo de sustrato) dentro de los niveles del Factor A (Dosis de hormona) entre los tratamientos B0 (testigo) y B1 (0,2%).



Dentro de las sustancias reguladoras de crecimiento, las auxinas son las que presentan mayores efectos en la formación de raíces adventicias (Gaspar y Coumans, 1987; Gaspar y Hofinger, 1988; Hartmann *et al.*, 1997), siendo las hojas jóvenes y yemas activas, la principal fuente de auxinas endógenas, que permiten la rizogénesis en ausencia de auxina exógena (Hartmann *et al.*, 1997). La aplicación exógena de auxinas induce la formación de raíces adventicias, las más utilizadas son el ácido 3-indolbutírico (AIB) y el ácido naftalén acético (ANA), resultando más efectivas en la inducción rizo génica que la auxina natural, el ácido 3- indolacético (AIA) (Geneve y Hauser, 1982).

Oberschelp y Marcó (1997 ) en su trabajo de investigación Efecto del ácido 3-indolbutírico sobre el enraizamiento adventicio y la altura de plantines clonales de *Prosopis alba* Grisebach mencionan que en los tratamientos con AIB donde se observaron mayores porcentajes de enraizamiento (5 mg L<sup>-1</sup> en estacas herbáceas y 2,5 mg L<sup>-1</sup> en estacas semileñosas) se apreció un mayor número de raíces adventicias (variable no evaluada), en los mismos tratamientos en los cuales las medias de las alturas resultaron mayores. En ambas experiencias se observó que la utilización de AIB no resultó determinante en el enraizamiento y que la más alta concentración de AIB (10 mg L<sup>-1</sup>) provocó un marcado descenso de la tasa de enraizamiento, atribuible a que una acumulación excesiva de auxinas inhibe la rizo génesis (Gaspar *et al.*, 1994).

Los valores obtenidos en el número de raíces por estaca y longitud de la raíz sugieren que la auxina AIB fue la promotora de la iniciación y del desarrollo de raíces, asociado a la alta concentración empleada. Bacarín *et al.* (1994)

señalan que las auxinas además de aumentar el porcentaje de enraizamiento, apresuran la iniciación radical y aumentan el número y calidad de las raíces producidas. Trabajos realizados en otras especies confirman que la utilización de altas concentraciones de auxinas, como el AIB, mejora la respuesta de enraizamiento.

### **6.3. De La longitud de la raíz principal**

El análisis de varianza para la longitud de la raíz principal (Cuadro 7), proyectó diferencias significativas para los niveles del tipo de sustrato (Factor A), para los niveles de las dosis de hormonas (Factor B) y para la interacción doble A x B (Tipo de sustrato \* dosis de hormonas) respectivamente, situación que anula la interpretación literal inicial de los resultados obtenidos.

Por otro lado, este parámetro reportó un coeficiente de determinación ( $R^2$ ) de 81.7% demostrando que existe un alto grado de relación y correlación entre los tratamientos estudiados y la longitud de la raíz principal y un coeficiente de variabilidad (CV) de 36.0%, el cual supera el rango de aceptación para trabajos realizados en invernadero (Calzada, 1982).

La prueba de Duncan (cuadro 8), detectó diferencias significativas entre los promedios de los niveles del Factor A (Tipo de sustrato), siendo que el nivel A1 (Arena media) con un promedio de 2.34 cm de longitud de la raíz principal superó estadísticamente al nivel A2 (Arena gruesa) quien alcanzó un promedio de 0.87 cm de longitud de la raíz principal.

La prueba de Duncan (cuadro 9) para los promedios de los niveles del Factor B (Dosis de aplicación de hormona) reveló diferencias significativas entre tratamientos, donde el B2 (0.4%) y B3 (0.6%) con promedios de 2.02 cm y 1.93 cm de longitud de la raíz principal estaquilla superaron estadísticamente al tratamiento B4 (0.8%) quien obtuvo un promedio de 1.09 cm. Dosis mayores a 0.6% de aplicación de ácido indolbutírico afectan el crecimiento de la raíz principal.

Al evaluar el efecto de la interacción (gráfico 5), que por cierto fue significativo estadísticamente, se puede apreciar que los tratamientos B2 (0.4%), B3 (0.6%) y B4 (0.8%) obtuvieron promedios mayores de longitud de la raíz principal en la arena media con 3.06 cm, 3.35 cm y 2.2 cm respectivamente y promedios menores de enraizamiento en arena gruesa con 0.98 cm, 0.50 c y 0.27 cm respectivamente. La interacción estuvo determinada por los tratamientos B0 (testigo) y B1 (0.2%) quienes obtuvieron promedios casi iguales en arena media con 1.65 cm y 1.7 cm en arena gruesa para el B0 y de 1.43 cm en arena media y 1,15 cm en arena gruesa para el B1. Este resultado se corrobora en el gráfico 6, donde se define la interacción de los promedios de los niveles del Factor A (Tipo de sustrato) dentro de los niveles del Factor A (Dosis de hormona) en el tratamiento T0 (testigo). En general, los tratamientos en arena media obtuvieron mejores y mayores promedios de longitud de la raíz principal.

Muchos son los factores que pueden ser determinantes en el éxito del arraigamiento de estacas, entre ellos, las auxinas que favorecen la formación de raíces adventicias porque modifican la extensibilidad celular, al producir

factores que ablandan la pared. El ácido indolbutírico (AIB) es un fitorregulador auxínico sintético comúnmente utilizado por su estabilidad, ya que es muy resistente a la oxidación por la luz, enzimas u otros agentes (Azcon-Bieto y Talon 2000).

#### **6.4. Del porcentaje de mortandad**

El análisis de varianza para el porcentaje de mortandad (Cuadro 10), no proyectó diferencias significativas para los niveles del tipo de sustrato (Factor A), pero sí para los niveles de las dosis de hormonas (Factor B) y para la interacción doble A x B (Tipo de sustrato \* dosis de hormonas) respectivamente, situación que anula la interpretación literal inicial de los resultados obtenidos.

Por otro lado, este parámetro reportó un coeficiente de determinación ( $R^2$ ) de 78.3% demostrando que existe un alto grado de relación y correlación entre los tratamientos estudiados y el porcentaje de mortandad y un coeficiente de variabilidad (CV) de 29.2%, el cual supera el rango de aceptación para trabajos realizados en invernadero (Calzada, 1982).

La prueba de Duncan (cuadro 11), no detectó diferencias significativas entre los promedios de los niveles del Factor A (Tipo de sustrato), siendo que el tratamiento A2 (Arena gruesa) con un promedio de 43.8%, resultó igual estadísticamente al A1 (Arena media) con un promedio de 40.2% de mortandad de las estaquillas de canela.

La prueba de Duncan (cuadro 12) para los promedios de los niveles del Factor B (Dosis de aplicación de hormona) reveló diferencias significativas entre tratamientos y donde el B3 (0.6%) y el B2 (0.4%) fueron los que arrojaron los promedios más bajos y estadísticamente iguales entre sí de 19.25% y 28.25% de mortandad de las estaquillas de canela respectivamente. Corroborándose que dosis mayores a 0.6% y menores 0.4% de aplicación de ácido indolbutírico afectaron el desarrollo de las estaquillas de canela.

Al evaluar el efecto de la interacción del factor B (Dosis de hormona) dentro de los promedios de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) respecto al porcentaje de mortandad (gráfico 7), se puede apreciar respuestas diferentes de las dosis de aplicación hormonal ácido indolbutírico en los dos sustratos utilizados. Los tratamientos B0 (Testigo) y B3 (0.6%) obtuvieron mayores valores de porcentaje de mortandad en arena media con promedios de 66.67% y 26.0% respectivamente al compararlos con los promedios obtenidos en arena gruesa donde alcanzaron promedios de 45.83% y 12.50% de mortandad respectivamente. Por otro lado, los niveles B1 (0.2%), B4 (0.8%) y B2 (0.4%) arrojaron respuestas contrarias, donde los menores promedios de mortandad lo obtuvieron en arena media con 45.83%, 37.50% y 25.00% de mortandad para los niveles de B1 (0.2%), B4 (0.8%) y B2 (0.4%) respectivamente y en arena gruesa los mayores porcentajes de mortandad con 50.00%, 79.17% y 31.50% de mortandad respectivamente. Este hecho y respuestas poco concordantes con los porcentajes de aplicación de ácido indolbutírico determinaron la interacción de ambos factores.

Efecto de la interacción de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) dentro de los promedios de los niveles del factor B (Dosis de hormona) respecto al porcentaje de mortandad (gráfico 8), nos muestra en general que los niveles B2 (0.4%) y B3 (0.6%) obtuvieron los menores promedios porcentuales de mortandad de las estaquillas de canela en arena media y gruesa con 25.00% - 31.5% para B2 y 12.50% - 26.00% para B3 respectivamente. Resultado que afirma con mayor certeza que dosis menores a 0.4% y mayores a 0.6% de ácido indolbutítico incrementaron el porcentaje de mortandad de las estaquillas de canela.

#### **6.5. Del porcentaje de callosidad**

El análisis de varianza para el porcentaje de callosidad (Cuadro 13), no detectó diferencias altamente significativas para los niveles del tipo de sustrato (Factor A), para los niveles de las dosis de hormonas (Factor B) y para la interacción doble A x B (Tipo de sustrato \* dosis de hormonas) respectivamente, situación que anula la interpretación literal inicial de los resultados obtenidos.

Por otro lado, este parámetro reportó un coeficiente de determinación ( $R^2$ ) de 75.1% demostrando que existe un alto grado de relación y correlación entre los tratamientos estudiados y el porcentaje de callosidad y un coeficiente de variabilidad (CV) de 29.2%, el cual supera el rango de aceptación para trabajos realizados en invernadero (Calzada, 1982).

La prueba de Duncan (cuadro 14), detectó diferencias significativas entre los promedios de los niveles del Factor A (Tipo de sustrato), siendo que el



tratamiento A2 (Arena gruesa) con un promedio de 47.50%, resultó con un promedio superior estadísticamente al A1 (Arena media) quien alcanzó un promedio de 31.33% de callosidad en las estaquillas de canela.

La prueba de Duncan (cuadro 15) para los promedios de los niveles del Factor B (Dosis de aplicación de hormona) reveló diferencias significativas entre tratamientos y donde el B3 (0.6%) y el B2 (0.4%) fueron los que arrojaron los promedios más altos y estadísticamente iguales entre sí de 52.08% y 47.92% de callosidad en las estaquillas de canela respectivamente y superando estadísticamente a los niveles B0 (testigo) y B4 (0.8%). Confirmándose que dosis mayores a 0.6% y menores a 0.4% de aplicación de ácido indolbutírico afectaron la formación de callos en las estaquillas de canela.

Al evaluar el efecto de la interacción del factor B (Dosis de hormona) dentro de los promedios de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) respecto al porcentaje de callosidad (Gráfico 9) se observa que los niveles B3 (0.6%) , B2 (0.4%) y B0 (testigo) arrojaron promedios paralelos y menores porcentajes de callosidad en arena media con 33.3%, 29.17% y 16.67% de callosidad respectivamente y en arena gruesa los mayores promedios con 70.83%, 66.67% y 41.67% respectivamente. Por otro lado, los niveles B1 (0.2%) y B4 (0.8%) obtuvieron respuestas contrarias, siendo que los mayores promedios de porcentaje de callosidad lo obtuvieron en arena media con 44.17% y 33.33% respectivamente, en comparación a lo obtenido en arena gruesa con 37.50% y 20.83% de callosidad respectivamente. Por los resultados obtenidos, las estaquillas de canela con dosis entre 0.4% a 0.6% de ácido indolbutírico



desarrollan mas callosidad en arena gruesa y dosis menores a 0.4% y mayores a 0.6% desarrollaron mayores porcentajes de callosidad en arena media.

El efecto de la interacción de los niveles del factor A (Tipo de sustrato) dentro de los promedios de los niveles del factor B (Dosis de hormona) respecto al porcentaje de callosidad (gráfico 10), nos indica con mayor claridad que los niveles B2 (0.4%) y B3 (0.06%) de ácido indolbutírico aplicados a las estaquillas de canela desarrollaron mayores porcentajes de callosidad en la arena gruesa con promedios de 66.67% y 70.83% respectivamente.

Latsague, Sáez y Yáñez (2009) en su trabajo de investigación sobre el Efecto del ácido indolbutírico en la capacidad de rizo génica de estacas de *Eucryphia glutinos*, determinaron que la formación de callos en las estacas de *E. glutinosa* indica que las condiciones en que fueron mantenidas las estacas son adecuadas para el proceso de rizo génesis (Santelices y García, 2003). Sin embargo, tal como lo señalan Priestley y Swingle (1929), la formación de callo no necesariamente precede a la de raíces, como queda de manifiesto en la aplicación de hormona  $500 \text{ mg L}^{-1}$ . Sin embargo, el 100% de las estacas que formaron callo desarrollan raíces a partir de este, lo que difiere de la respuesta obtenida en *Berberidopsis corallina*, la cual, bajo las mismas condiciones de ensayo, solo forma raíces a partir del tallo (Latsague *et al.* 2008).

## **VII. CONCLUSIONES**

- 7.1.** Los tratamientos desarrollados en arena media obtuvieron los mayores promedios en enraizamiento (38.33%), número de raíces por estaquilla (1.65), longitud de raíz principal (2.34 cm) y los menores promedios en mortandad (40.2%) y callosidad (31.33%).

La aplicación de AIB en dosis por debajo de 0.4% y sobre 0.6% afectaron el desarrollo de la raíces.

- 7.2.** Los tratamientos con aplicaciones de 0.6% (B3) y 0.4% (B2) de AIB alcanzaron los mayores promedios en el porcentaje de enraizamiento (45.83% y 33.33%), número de raíces por estaquilla (1.78 y 1.83 raíces), longitud de raíz principal (2.02 cm y 1.93 cm) y 52.08% - 47.92% de callosidad en las estaquillas de canela y los promedios mas bajos en mortandad de las estaquillas con 19.25% y 28.25% respectivamente.

## VIII. RECOMENDACIONES

- 8.1. Se recomienda utilizar arena media como sustrato y dosis de 0.4 a 0.6% de ácido indolbutírico para el enraizamiento de estaquillas de canela.
- 8.2. Continuar con las investigaciones en canela evaluando longitud de estaquillas, edad y grado de lignificación del brote.
- 8.3. Se recomienda la utilización de los propagadores de subirrigación como cámaras para propiciar el enraizamiento de estaquillas de canela
- 8.4. La condición fisiológica de las ramas o estaquillas, la forma de aplicación, la concentración del regulador de crecimiento, el tipo de auxina y el sustrato a utilizar, son elementos importantes a considerar para la evaluación de investigaciones futuras.

## IX. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. Bacarín, M., M. Benincasa, V. Andrade e F. Fereira. 1994. Enraizamiento de estacas aéreas de goiabeira (*Psidium guajava* L.): efeito do ácido indolbutírico sobre a iniciacao radicular. Revista Científica, Sao Pablo 22:71-79.
2. Bacarín, M.; M. Benincasa; V. Andrade e F. Fereira. 1994. Enraizamiento de estacas aéreas de goiabeira (*Psidium guajava* L.): efeito do ácido indolbutírico sobre a iniciacao radicular. Revista Científica, Sao Pablo 22:71-79.
3. Blilou, I.; J. Xu; M. Wildwater; V. Willemsen; I. Paponov; J. Friml; R. Heidstra; M. Aida; K. Palme and B. Scheres. 2005. The PIN auxin efflux facilitator network controls growth and patterning in *Arabidopsis* roots. Nature 433: 39-44.
4. Calzada, B. J. 1984. "Métodos estadísticos para la investigación"
5. Davis, T.: Potter, J. R. 1981. Current photosynthesis as a limiting factor in adventitious root formation on leafy peñ cuttings. *Journal of the American Sociery Horticultural Sciences*, 106:278-282.
6. Dirección General de Investigación y Extensión Agrícola. 1991. Ministerio de Agricultura y Ganadería. San José, Costa Rica. 1991. Aspectos Técnicos sobre cuarenta y cinco cultivos agrícolas de Costa Rica.
7. Davis, T. 1988. Photosynthesis during adventitious rooting. In Adventitious Root Formation in Cuttings. (Eds. Davis, T. D., Haissig, B. E. and Sankhla, N.) B. E Dioscorides Press, Portland, Oregon. p 79-8

8. Gaspar, Th y M. Coumans. 1987. "Root formation". In: Bonga, J. y Durzan, D. (eds.). Cell and tissue culture in forestry. Vol. 2, pp. 202-217. Dordrecht Martines Nijhoff.
9. Gaspar, Th. y M. Hofinger. 1988. "Auxin metabolism during adventitious rooting". In: Davis, T. D.; Haissig, B. E. y Shankla, N. (Eds.). Adventitious Root Formation in Cuttings. pp. 117-131. Dioscorides Press.
10. Gaspar, Th.; C. Kevers; J. F. Hausman y V. Repetti. 1994. "Peroxidase activity and endogenous free auxin during adventitious root formation". In: Lumsden, P.J., Nicholas, J.R. y Davies, W.J. (eds.), Physiology, Growth and Development of plants in Culture. pp. 289-298. Kluwer Academic Publ. Netherlands.
11. Geneve, R. y C. Hauser. 1982. "The effect of AIA, AIB, ANA y 2,4-D on root formation and ethylene evolution in *Vigna radiata* cuttings". J. Amer. Soc. Hortic. Sci. 19: 320-329.
12. Haissig, E. 1974. Influences of auxin and auxin synergists on adventitious root primordium initiation and development. New Zealand Journal of Forestry Science (N.Z) 4(2): p 311-323.
13. Hartmann, T. y Kester, E. 1996. Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial continental S.A. México. 814 p.
14. Hartmann, H. T.; D. Kester; F. T. Davies jr. and R. L. Geneve. 1997. "Plant propagation; principles and practices". New Jersey, Prentice-Hall International. 770p.
15. Latsague V. M., Sáez D., P. y Yáñez D., J. 2009 Efecto del ácido indolbutírico en la capacidad rizogénica de estacas de *Eucryphia glutinosa*. BOSQUE 30(2): 102-105, 2009. Universidad Católica de Temuco, Escuela de

Ciencias Ambientales, Facultad de Recursos Naturales, casilla 15–D, tel.: (45) 205409, fax: (45) 211034, Temuco, Chile, [mlatsagu@uct.cl](mailto:mlatsagu@uct.cl). 4 p.

16. Leakey, R. R. B. 1983. Stockplant factors affecting root initiation in cuttings of *Triplochiton scleroxylon* K. Schum., and indigenous hardwood of West Africa. *Journal of Horticultural science*, 58 (2):277-290.
17. Leakey, R. R. B. 1987. Selection for improvement in vegetatively-propagated plants. In *Improvement of vegetatively Propagated Plants*. (Eds. Abbot, A. J. and Atkin, R.). Academic Press, London. p 324-336.
18. Leakey, B, Mesén F; Tchoundjeu, Z; Longman, A; Dick, J; Newton, A; Martin, A; Grace, J; Munro, C y Muthoka, N. 1990. Low technology techniques for the vegetative propagation of tropical trees. *Commonwealth Forestry Review* 69(3):247-257.
19. Ljung, K.; A. K. Hull; J. Celenza; M. Yamada; M. Estelle; J. Normanly and G. Sandberg. 2005. Sites and regulation of auxin biosynthesis in *Arabidopsis* roots. *Plant Cell* 17: 1090-1104.
20. Lo, Y. N. 1985. Root initiation of *Shorea macrophylla* cuttings: effects of node position, growth regulators and misting regime. *Forest Ecology and management (Holanda)* 12:43-52.
21. Lo, Y. N. 1985. Root initiation of *Shorea macrophylla* cuttings: effects of node position, growth regulators and misting regime. *Forest Ecology and management (Holanda)* 12:43-52.
22. Mesén, F. 1993. Vegetative propagation of Central American hardwoods. Thesis Ph.D. Edinburgh, Scotland, University of Edinburgh. Institute of Terrestrial Ecology. 231 p.

23. Mesén, F; Leakey, B. y Newton, A. 1996. Propagadores de subirrigación: un sistema simple y económico para la propagación vegetativa de especies forestales. In Avances en la Producción de Semillas Forestales en América Latina. Memorias, Salazar R (ed.), Managua, Nicaragua, 16-20 de octubre 1995. p 101-11.
24. Oberschelp, G. P. J.1 y Marcó M. A. 1997. Efecto del ácido 3-indolbutírico sobre el enraizamiento adventicio y la altura de plantines clonales de *Prosopis alba* Grisebach. *Quebracho Vol.18 (1,2):112-119*. EEA INTA – Concordia. Mejoramiento Genético Forestal. Estación Yuquerí s/n s/n CP:3200 CC:34. Concordia, Entre Ríos, Argentina. E-mail: [joberschelp@correo.inta.gov.ar](mailto:joberschelp@correo.inta.gov.ar). 8 p.
25. Priestley J, F. Swingle. 1929. *Vegetative propagation from the standpoint of the plant anatomy*. US Department of Agriculture. 98 p. (Technical Bulletin No 151).
26. Ruiz G., R.; Vargas H. J.; Cetina A. C. y Villegas M. A. 2005. Efecto del Ácido Indolbutírico (AIB) y Tipo de Estaca en el Enraizado de *Gmelina arborea* Roxb. Artículo científico. Rev. Fitotec. Mex. Vol. 28 (4): 319 – 326. 1Programa Forestal, Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, Edo. de México, C.P. 56230. Tel. (595) 952-0200 Ext. 1469. Texcoco, Edo. de México. 8 p.
27. Santelices R, C. Garcia. 2003. Efecto del ácido indolbutirico y la ubicacion de la estaca en el rebrote de tocon sobre la rizogenesis de *Nothofagus alessandrii* Espinosa. *Bosque* 24: 53-61.
28. Sánchez U., A. B, Suárez E., González M. R., Amaya Y., Colmenares C.B. y Ortega J. 2009. Efecto del ácido indolbutirico sobre el enraizamiento de



acodos aéreos de guayabo (*Psidium guajava* L.) en el municipio Baralt, Venezuela. Evaluación preliminar. Departamentos de Botánica, Agronomía y Estadística, Facultad de Agronomía, La Universidad del Zulia. Maracaibo, estado Zulia, Venezuela. Revista UDO Agrícola 9 (1): 113-120. 8 p.

29. Veierskov, B. 1988. Relations between carbohydrates and adventitious root formation. In Adventitious Root Formation in Cuttings. (Eds. Davis, T.D., Haissig, B. E. And Sankhla, N.). B. E. Dioscorides Press, Portland, Oregon. pp. 70-78.





## RESUMEN

El presente trabajo de tesis titulado “Dosis de ácido indolbutírico en dos tipos de sustrato para la propagación vegetativa de estaquillas de Canela (*Cinnamomum sp.*) en cámaras de sub irrigación en la región San Martín – Perú”, tuvo como objetivos: Determinar el efecto de dos tipos de sustratos para el enraizamiento de canela (*Cinnamomum sp.*) en cámara de sub irrigación y Determinar el efecto de cuatro dosis de Ácido indol butírico (AIB) sobre el enraizamiento de las estaquillas de canela (*Cinnamomum sp.*). El trabajo de investigación se llevó cabo en el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP) San Martín, distrito de Morales, provincia y departamento de San Martín; cuyas coordenadas UTM son: N 9283654 y E 0347742 a una altitud de 332 m.s.n.m. Las variables evaluadas fueron: porcentaje de enraizamiento, número de raíces, longitud de raíz mayor, porcentaje de brotación, porcentaje de callosidad, porcentaje de defoliación y porcentaje de pudrición. Se utilizaron estaquillas de canela (*Cinnamomum sp.*) obtenidas de plantas de canela ubicadas en el kilómetro 26 carretera Yurimaguas – Tarapoto.

Los factores y niveles en estudio fueron: A: Tipo de sustrato ( $a_1$ =arena media,  $a_2$ =arena gruesa); B: Dosis de hormona ( $b_1=0\%$ ;  $b_2=0,2\%$ ;  $b_3=0,4\%$ ;  $b_4=0,6\%$ ;  $b_5=0,8\%$ ) para lo cual se utilizó el diseño completamente al azar con arreglo factorial doble ( $2 \times 5$ ) con dos niveles para el Factor A (tipo de sustrato) y 5 niveles para el factor B (Dosis de ácido indolbutírico) y con 3 repeticiones por tratamiento.

Las conclusiones más relevantes fueron: Los tratamientos desarrollados en arena media obtuvieron los mayores promedios en enraizamiento (38.33%), número de raíces por estaquilla (1.65), longitud de raíz principal (2.34 cm) y los menores promedios en mortandad (40.2%) y callosidad (31.33%). La aplicación de AIB en dosis por debajo de 0.4% y sobre 0.6% afectaron el desarrollo de la raíces. Los tratamientos con aplicaciones de 0.6% (B3) y 0.4% (B2) de AIB alcanzaron los mayores promedios en el porcentaje de enraizamiento (45.83% y 33.33%), número de raíces por estaquilla (1.78 y 1.83 raíces), longitud de raíz principal (2.02 cm y 1.93 cm) y 52.08% - 47.92% de callosidad en las estaquillas de canela y los promedios más bajos en mortandad de las estaquillas con 19.25% y 28.25% respectivamente.

Palabras clave: Hormona, sustrato, propagación vegetativa, enraizamiento

## SUMMARY

The present thesis entitled "Dose indolebutyric acid in two types of substrate for vegetative propagation of cuttings of Canela (*Cinnamomum* sp.) In irrigation sub cameras in the San Martin - Peru", aimed to determine the effect two types of substrates for rooting of Canela (*Cinnamomum* sp) in sub chamber irrigation and determine the effect of four doses of indole butyric acid (IBA) on the rooting of cuttings of Canela (*Cinnamomum* sp).

The research was performed at the Research Institute of the Peruvian Amazon (IIAP) San Martín Morales district, province and department of San Martín, whose UTM coordinates are: N 9283654 and E 0347742 at an altitude of 332 m The variables evaluated were: percentage of rooting, number of roots, root length increased, percentage of germination, callus percentage, percentage of defoliation and percentage of rot. Cuttings were used Canela (*Cinnamomum* sp.) Cinnamon from plants located at Km 26 road Yurimaguas - Tarapoto. The factors and levels studied were: A: substrate type (a1 = medium sand, coarse sand = a2), B: dose hormone (b1 = 0%, b2 = 0.2%; b3 = 0.4%; b4 = 0.6%; b5 = 0.8%) for which we used a completely randomized design with double factorial arrangement (2x5) with two levels for Factor A (type of substrate) and 5 levels for factor B (indolebutyric acid dose) and with 3 replicates.

The most relevant conclusions were: developed in sand treatments showed the higher average in rooting (38.33%), number of roots from cuttings (1.65), primary root length (2.34 cm) and lower mortality averages (40.2%) and callus (31.33%). AIB application doses below 0.4% and about 0.6% affected the development of the roots. Applications treatments 0.6% (B3) and 0.4% (B2) had the highest AIB averages rooting percentage (45.83% and 33.33%), number of roots from cuttings (1.78 and 1.83 roots), root length main (2.02 cm and 1.93 cm) and 52.08% - 47.92% of callus in canela cuttings and lower average mortality of cuttings with 19.25% and 28.25% respectively.

Keywords: hormone, substrate, vegetative propagation, rooting



**Anexo 1: Árbol de canela (*Cinnamomun sp.*)**

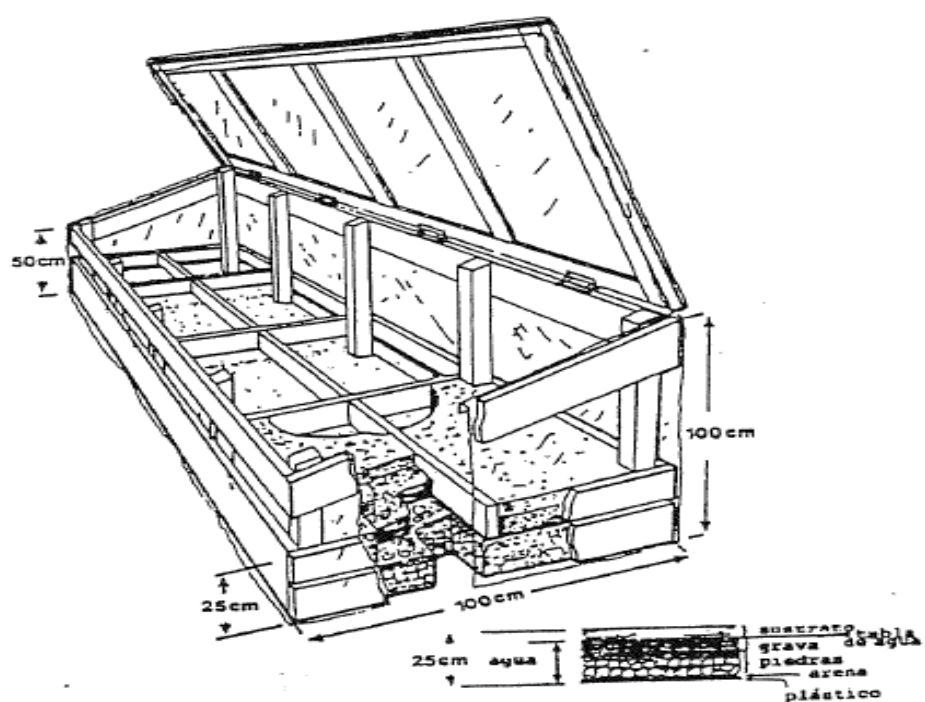


**Anexo 2: Cámara de enraizamiento**





### Anexo 3: Propagador de subirrigación (Leakey *et al.* 1990)



#### Anexo 4: Presupuesto y financiamiento

El presente trabajo de investigación fue financiado por el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP)-San Martín.

RUBRO	UNIDAD	CANTIDAD	PREC. UNIT S/.	COSTO. TOTAL S/.	SUB. TOTAL
<b>Materiales de campo</b>					<b>2849.80</b>
Tijera de podar	Unid.	2	35.00	70.00	
Machete	Unid.	2	12.00	24.00	
Caja de tecnoport	Unid.	2	50.00	100.00	
Esponja	Unid.	2	20.00	40.00	
Hielo	Unid.	4	1.00	4.00	
Balde	Unid.	2	10.00	20.00	
Bolsas de plástico grande	Millas	1	30.00	30.00	
Hilo Pabilo	Rollo	1	25.00	25.00	
Regla graduada de 30 cm.	Unid.	3	2.00	6.00	
Etiquetas	Ciento	2	20.00	40.00	
Vernier	Unid.	1	160.00	160.00	
Cinta Métrica	Unid.	1	10.00	10.00	
Libreta de apuntes	Unid.	2	3.50	7.00	
Lápiz Mongol	Caja	1	8.00	8.00	
Tablero acrílico Artesco	Unid.	1	12.00	12.00	
Madera para cámara	PT	100	2.90	290.00	
Mica transparente	Metros	30	5.00	150.00	
Clavo 1" y 3"	Kg	2	7.00	14.00	
Visagra	Unid.	12	5.00	60.00	
Candado	Unid.	4	4.00	16.00	
Sustrato (Arena)	m3	4	35.00	140.00	
Sustrato (grava fina)	m3	3	35.00	105.00	
Cemento	Bolsa	5	21.00	105.00	
Carretilla	Unid.	1	120.00	120.00	
Malla metálica 4 mm	Metros	2	5.00	10.00	
Malla sombra negra 80% (4,2X100 m)	Rollo	1	556.80	556.80	
Tachuela	Caja	4	3.00	12.00	
Manguera	Rollo	1	50.00	50.00	
Pala recta	Unid.	1	30.00	30.00	
Hilo Nylon	Rollo	1	20.00	20.00	
Wincha 50 m.	Unid.	1	35.00	35.00	
Mochila aspersora 4 L	Unid.	1	100.00	100.00	
Termohigrómetro	Unid.	1	400.00	400.00	
Fungicida	Unid.	1	80.00	80.00	

<b>Materiales de laboratorio</b>					<b>951.50</b>
Ácido indol-3-butírico	Frasco x 25g	1	706.00	706.00	
Alcohol 96°	Litro	1	30.00	30.00	
Algodón	Rollo	1	4.00	4.00	
Piceta	Unid.	1	90.00	90.00	
Espátula de acero inoxidable 15.2 cm	Unid.	1	45.00	45.00	
Vaso de presipitado de 250 ml	Unid.	3	16.00	48.00	
Libreta de apuntes	Unid.	3.5	2.00	7.00	
Lapicero PILOT	Caja	1	21.50	21.50	
<b>Materiales de Oficina</b>					<b>845.00</b>
Papel bond A4 80 g	Millar	5	26.00	130.00	
Borrador rotring	Caja	1	19.00	19.00	
Regla graduada de 30 cm.	Unid.	3	2.00	6.00	
Cartucho de impresora	Unid.	1	260.00	260.00	
Plumones indelebles	Unid.	3	3.00	9.00	
Clips	Caja	1	5.00	5.00	
Resaltadores	Unid.	3	2.00	6.00	
Correctores	Unid.	3	3.00	9.00	
CD-RW.	Caja	1	40.00	40.00	
Engrampador	Unid.	1	62.00	62.00	
Vinifile	Unid.	1	7.00	7.00	
Perforador	Unid.	1	15.00	15.00	
Calculadora Científica Casio	Unid.	1	75.00	75.00	
Cinta maskingtape	Unid.	4	3.00	12.00	
Etiquetas adhesivas	Unid.	4	6.00	24.00	
Archivadores	Unid.	4	4.00	16.00	
Servicio de fotocopias	Glb	1	150.00	150.00	
<b>TOTAL</b>					<b>4646.30</b>